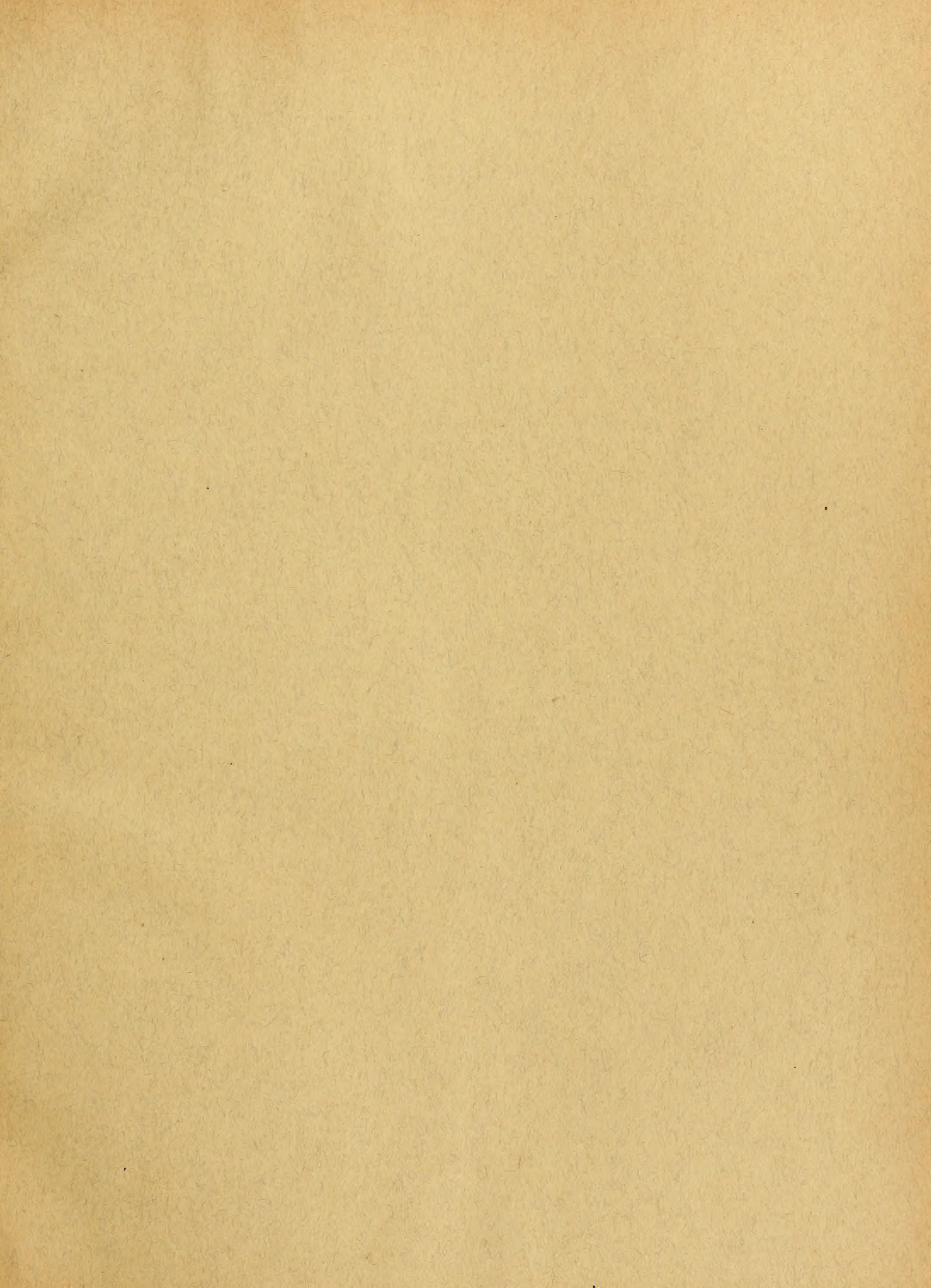








Abhandlungen
der Heidelberger Akademie der Wissenschaften
Stiftung Heinrich Lanz
Mathematisch-naturwissenschaftliche Klasse
Jahrgang 1910. 1. Abhandlung.

Untersuchungen über Kultur-amöben

von

Th. v. Wasielewski und L. Hirschfeld
(Aus dem Institut für wissenschaftliche Krebsforschung in Heidelberg)

Eingegangen am 4. August 1910

Vorgelegt von V. Czerny

Mit 4 Tafeln





Heidelberg 1910
Carl Winter's Universitätsbuchhandlung

Verlags-Nr. 505.



Vorwort.

Von den pathogenen Protozoen sind die Amöben bisher am mangelhaftesten erforscht. Wenn auch das letzte Jahrzehnt manche Fortschritte gebracht hat, so gilt doch immer noch der Ausspruch SCHAUDINNS, daß „die Kategorie der Amoebaea ein durchaus künstlicher Notbehelf, ein Sammeltopf der heterogensten Elemente sei".

Am dringendsten ist die genauere Erforschung der Ruhramöben, welche noch immer ganz ungenügend bekannt sind. Wenn auch bei einzelnen Formen der Entwicklungsgang beschrieben ist, so bedürfen wichtige Punkte, besonders ihre Einwirkung auf die befallenen Gewebe, ihre Verbreitungsweise und ihre Bekämpfung, noch weiterer Aufklärung.

Aber auch sonst sind — freilich vereinzelte — Befunde von Amöben bei menschlichen und tierischen Erkrankungen beschrieben worden. Noch häufiger mögen amöbenverdächtige Zellen gesehen worden sein, ohne daß eine Entscheidung möglich war, ob es sich um körperliche oder körperfremde Gebilde handelte. Schließlich hat speziell die Geschwulstforschung ein Interesse an der endgültigen Aufklärung der Bedeutung der *Leydenia gemmipara*. Hier ist nach SCHAUDINN die Züchtung in eiweißreichen Flüssigkeiten *(Ascites)* auch bei Zimmertemperatur möglich. Und da der Parasit nach dem letzten Erklärungsversuch SCHAUDINNS auf abnorme Entwicklungsformen aus dem Darm verirrter harmloser Darmbewohner, des Rhizopoden *Chlamydophrys stercorea*, zurückzuführen ist, so wäre zu erwarten, daß eine Züchtung möglich wäre. Auch werden von BEHLA sowie neuerdings von SCHMIDT züchtbare *Myxomyceten* mit Amöboidstadien als Krebserreger beschrieben.

Aus diesen Gründen wurden in der parasitologischen Abteilung des Instituts für Krebsforschung seit mehreren Jahren Untersuchungen über die gerade auf dem Gebiet der Amöbenforschung strittigen Fragen angestellt. Um zunächst die am einfachsten scheinenden Lebens- und Fortpflanzungsbedingungen der bei der Zersetzung organischer Stoffe auftretenden Amöben, welche als zufällige Verunreinigungen der Nährböden Parasiten vortäuschen könnten, kennen zu lernen, wurden methodische Züchtungsversuche vorgenommen, nachdem die Brauchbarkeit des MOUTONschen Plattenverfahrens für diese Zwecke sich bestätigt hatte. Dabei war es uns anfangs nur darum zu tun gewesen, für Versuchs- und Unterrichtszwecke reichliches Amöbenmaterial zu erlangen. Bald stellte sich jedoch heraus, daß die von uns isolierten Arten bisher unbekannte Eigenschaften besitzen, die für die Zellenlehre und für die Amöbensystematik von Bedeutung sind. Eine kurze Mitteilung über die technischen Fortschritte, welche diese Beobachtungen ermöglichten, ist bereits früher (1909) erfolgt.



Hier soll durch Abbildungen belegt zunächst eine genauere Schilderung der von uns gewöhnlich beobachteten „Strohamöben“ gegeben, im Anschluß daran eine im Kernbau wesentlich abweichende „Lohamöbe“ kurz beschrieben werden. Es erscheint zurzeit wichtig, den Einzelheiten des Amöbenbaues und der Amöbenentwicklung unabhängig von theoretischen Erwägungen an leicht der Nachprüfung zugänglichem Material nachzugehen; erst auf Grund reicherer Erfahrungen wird dann eine zusammenfassende Darstellung dieser besonderen Amöbengruppe möglich sein.

I. Strohamöben.

Die Strohamöben eignen sich besonders als Übungsmaterial in der Amöbentechnik, weil sie durch Herstellung eines Strohaufgusses jederzeit leicht erreichbar sind. Zu diesem Zweck werden 20 g Stroh mit abgekochtem Leitungswasser (1 Liter) in einem großen Glaszylinder übergossen und gegen Luftkeime durch Auflegen einer Glasschale geschützt. Sobald eine Kahmhaut auf der Flüssigkeit gebildet ist, entnimmt man mit einer Platinöse eine Spur derselben und breitet sie auf Amöbenagar aus. Es bedarf kaum einer Prüfung, ob in der Kahmhaut Amöben vorhanden sind; wir haben sie in frisch gebildeten Kahmhäuten niemals vermißt, während sie später leicht größeren Aufgußtieren und stärkerer Fäulnis zum Opfer fallen. Die erste von uns aus diesem Material reingezüchtete Amöbe erwies sich als eine neue Form. Wir vermuteten anfangs die *Amœba limax* Vahlkampf vor uns zu haben. Wenn wir jedoch annehmen, daß Vahlkampfs Beschreibung in allen Punkten zutreffend ist, so läßt sich diese früher ausgesprochene Vermutung nicht aufrecht erhalten. Die geringen Abweichungen zwischen seiner und unserer Technik können die großen Verschiedenheiten der Befunde nicht erklären.

Von einer zoologischen Benennung unserer Strohamöben sehen wir jedoch vorläufig ab, weil zu prüfen bleibt, ob eine der Vahlkampfschen Beschreibung entsprechende Amöbe regelmäßig im Stroh vorkommt und ob Vahlkampf berechtigt war, eine so außerordentlich kleine Amöbenart mit der von Dujardin geschilderten zu identifizieren.

Wir bezeichnen deshalb unseren Amöbenstamm als Strohamöbe I und wollen gleich bemerken, daß wir diese Amöbenart wiederholt im Heidelberger Stroh nachweisen konnten.

Die Strohamöbe I tritt je nach der Beschaffenheit der Kultur in verschiedenen Formen auf. Wir unterscheiden:

Kriechformen,
Schwimmformen,
Dauerformen.

Nach der Beschreibung der in lebensfrischen Kulturen und Präparaten beobachteten Kriech- und Schwimmformen wird näher auf die Schilderung der gefärbten Dauerpräparate einzugehen sein. Die Dauerformen, welche sich nicht von den schon bekannter Formen unterscheiden ließen, werden bei anderer Gelegenheit eingehender behandelt werden. Auf die Technik der Amöbenuntersuchung, welche wir (1909) genau angegeben haben, kann hier nicht näher eingegangen werden.



I. Frische Präparate.

A. Kriechformen.

Die Strohamöbe ist auf der Agarfläche ein scheibenförmiges, selten abgerundetes, in der Regel unregelmäßig gelapptes, bisweilen bandförmig gestrecktes Lebewesen, dessen Größe zwischen 8 und 60 μ im längeren Durchmesser schwankt. Die Amöben liegen je nach dem Alter der Kultur einzeln, paarweise oder in dichten Rasen neben- und übereinander, ohne jedoch jemals zu verschmelzen.

Die Kriechformen entwickeln sich üppig auf Amöbenagar der früher geschilderten Zusammensetzung und vertragen eine verhältnismäßig große Trockenheit desselben. Man kann ohne Schaden 2% Agar verwenden, dessen Handhabung eine leichtere ist als bei schwächerer Lösung, besonders bei Impfung des Nährbodens in Schalen und bei Fixierung der ausgeschnittenen Agarstücke.

Die Reaktion soll neutral oder schwach alkalisch sein; jedenfalls sind die Amöben gegen einen Überschuß von Alkali weniger empfindlich als gegen Säure. Sie entwickeln sich bei einem Gehalt von 10% n-Sodalösung noch leidlich, während schon 3% n-Milchsäure das Wachstum aufhebt.

Das Wachstum ist bei 22—25° C schneller als bei Zimmertemperatur und wird bei 37° C anfangs noch mehr beschleunigt; hier gehen die Kriechformen aber schon auffallend schnell in Dauerformen über und lassen bei späteren Übertragungen bald in der Entwicklungsfähigkeit nach.

Der Zelleib der Kriechformen zeigt gewöhnlich in der Bewegungsrichtung eine deutliche Außenmasse (Ektoplasma), welche sich durch ihre große Dichte, ihren Glanz und das Fehlen von Einschlüssen von der Innenmasse (Entoplasma) abhebt, während diese durch feine Bläschen und Körnchen ein schaumiges Aussehen erhält. In dem Zelleib unterscheidet man zwei größere bläschenartige Gebilde, die Springblase (kontraktile Vakuole) und den Kern. Nahrungskörper — bei diesen Kulturamöben kämen als solche nur in Hohlräume eingeschlossene Bakterien in Frage — waren niemals deutlich. Dichte glänzende Körnchen von annähernd Kerngröße werden sehr selten angetroffen; ihre Bedeutung kann erst bei Besprechung der gefärbten Präparate erörtert werden.

Die Springblase (kontraktile Vakuole) liegt, stets sehr leicht erkennbar, gewöhnlich am Hinterende der kriechenden Amöbe. Ihr Hohlraum vergrößert sich ganz regelmäßig durch Zufluß oder Zusammenfluß kleinster Flüssigkeitströpfchen von rund 1 auf 3 oder 4 μ, rückt damit der Oberfläche näher, die schließlich springt wie die Wand einer Seifenblase und ihren flüssigen Inhalt (in Wasser gelöste Ausscheidungen der Zelle) entleert. Dieser Vorgang wiederholt sich in regelmäßigen Abständen, die aber je nach der Größe der Amöbe und dem Zustand der Umgebung wechseln, gewöhnlich alle zwei Minuten, bisweilen schon nach einer oder erst nach drei Minuten, gelegentlich auch später. Wenn sich die Springblase verdoppelt, so deutet das eine Vorbereitung zur Teilung der Amöbe an.

Der Kern bildet ein in seiner Größe viel beständigeres Bläschen, dessen Hülle nur sehr schwer, eigentlich nur als Grenze gegen die etwas dunklere Zellmasse erkennbar ist. In ihm liegt eine große, nur einen schmalen Rand lassende glänzende Kugel: anscheinend ein Bläschen von anderer Lichtbrechung und Dichte; eine Hülle ist auch hier nicht deutlich, das Bläschen scheint aus einem ganz gleichmäßig zusammengesetzen

Flüssigkeitstropfen zu bestehen und zeigt nur ausnahmsweise ein glänzendes Kügelchen in seinem Innern. Der Durchmesser des Kernes schwankt zwischen 2 und 6 μ, kann sich jedoch durch Druck der Zellmasse ändern, so daß die gewöhnliche Kugelgestalt in eine ei- oder bandförmige übergeht, eine Formänderung, welche sich dann auch auf den Binnenkörper überträgt. Daraus geht hervor, daß Kern und Binnenkörper keine feste, sondern eine halbflüssige Beschaffenheit haben; doch muß ihre Masse zähflüssiger sein als die Zellmasse, da letztere ihre Form leichter ändern kann. Und zwar scheint der Binnenkörper noch zäher zu sein als die Randschicht. Die Bewegung der Kriechformen ist auf dem Amöbenagar eine gleichmäßig fließende, der Unterlage oder nach Auflage eines Deckglases diesem angeschmiegt. Solange nicht störende Einflüsse einwirken, erfolgt die Bewegung andauernd, auch wenn die Amöben so eng liegen, daß sie sich gegenseitig berühren. Dabei wird die Bewegung immer durch ein Nachlassen der Oberflächenspannung an einem Pol der Amöbe eingeleitet, welche ein Vorwölben der halbflüssigen Außenmasse in dieser Richtung zur Folge hat. Dieser Plasmaströmung folgt ein Nachfließen der übrigen Zellmasse, welche Kern und andere Einschlüsse mit sich führen. Die Bewegung ist nur selten eine geradlinige, nämlich dann, wenn ein Nahrungsreiz die Amöbe von einer nicht zu weit entfernten Bakterienkolonie trifft, während die Amöbe selbst in bakterienarmer Umgebung sich befindet.[1]) Liegen die Amöben dagegen zwischen verschiedenen Nahrungshaufen, so hält die Amöbe zwar auch eine Hauptkriechrichtung ein; das schließt aber nicht aus, daß sich nach beiden Seiten von derselben abwechselnd Fortsätze vorschieben und das Tier in einer Zickzacklinie kriecht. In älteren Kulturen wandern die Amöben häufig randwärts von den Bakterienrasen fort; dann wirken wohl die Stoffwechsel und Zerfallsprodukte der alten Kolonie so stark schädigend, daß die junge wanderungs- und vermehrungsfähige Brut ihnen ausweicht. Die Geschwindigkeit der Ortsveränderung wechselt nach dem Alter der Kulturen und der Feuchtigkeit der Platten. Durchschnittlich legt die Amöbe (auf Agar) in rund zwei Stunden ein Gesichtsfeld von Leitz (Obj. 6. Oc. III) zurück.

Von den Ausnahmen abgesehen, die bei den Dauerpräparaten besprochen werden, hält sich die Größenzunahme der Strohamöben in engen Grenzen, nämlich bis zur Verdoppelung der Jugendformen. Dann findet das Wachstum seine Begrenzung durch die Vorbereitung zur Teilung. Diese kann aber wie bei allen Protozoen auf sehr verschiedenen Stufen des Wachstums einsetzen, wofür die äußeren Bedingungen wohl immer maßgebend sind, auch wenn sie sich unserer genaueren Bestimmung vorläufig entziehen. Ein einseitiges Wachstum der Kerne, wie es bei anderen Rhizopoden besonders in Kulturen beschrieben wird, konnten wir nie beobachten.

Wenn man dieselben Fütterungsbedingungen einhält, so gelingt es leicht, den Zeitpunkt zu bestimmen, in dem Kernteilungen in größter Menge zu erwarten sind, und die entsprechenden Stellen der Agarplatten zur Herstellung von Deckglaspräparaten zu verwenden.

Neben der Zweiteilung, welche fast immer annähernd gleiche Teilstücke hervorbringt, kam Drei- und Vierteilung vor, wurde aber nur in Dauerpräparaten beobachtet. Dagegen waren auf den Platten zwischen Amöben sehr häufig kleine runde oder birnförmige blasse Scheiben zu beobachten, welche etwa Kerngröße besaßen und in ihrer Lichtbrechung

[1]) Einen Erklärungsversuch dieser Erscheinung veröffentlichte Hirschfeld in der *Zeitschrift f. allgemeine Physiologie,* Juliheft 1909.

der Zellmasse (Protoplasma) entsprachen. In ihrem Inneren waren manchmal glänzende Kügelchen oder schwach lichtbrechende Bläschen (Vakuolen) sichtbar. Ein großer Teil dieser Gebilde entstand durch Abschnürung vom Zelleib, wie die direkte Beobachtung zeigte. Andere Körperchen, die sich gewöhnlich durch stärkeren Glanz auszeichnen, wurden wie Fremdkörper ausgestoßen. Von diesen in ihrer Größe annähernd beständigen sind noch andere zu unterscheiden, welche in ganz verschiedener Größe, bis zum halben Zellumfang abgeschnürt werden können, wenn langgestreckte Amöben zwischen kugligen und deshalb festeren Kriechformen oder zwischen Zysten eingeklemmt werden und die Verbindungsbrücke zu dünn wird, um noch ein Nachströmen der Zellmasse zu gestatten. Dann kann eine Selbstverstümmelung erfolgen, bei der nur das fortstrebende kernhaltige Teilstück lebensfähig bleibt, an dem kernlosen Stück kann aber die zufällig darin enthaltene kontraktile Vakuole noch entleert werden. Soweit wir sehen konnten, gingen alle drei Gruppen von Körpern zugrunde, obgleich, wie unten geschildert werden wird, in einigen stark färbbare Bestandteile nachweisbar waren.

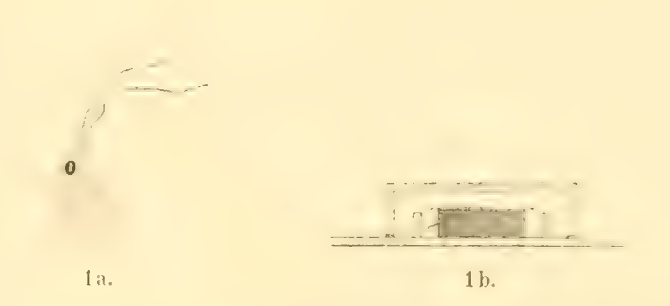
Die einzigen Dauerformen, welche wir nachweisen konnten, waren die enzystierten Amöben selbst, auf die hier nicht näher eingegangen werden kann.

B. Schwimmformen.

Bringt man eine Aufschwemmung von Zysten mit Futterbakterien zusammen in eine Kartoffelschale mit der Nährbrühe, so schlüpfen die Amöben aus, vermehren sich aber nicht erheblich; die Mehrzahl kriecht am Boden der Schale herum und zeigt lebhaftere Beweglichkeit als auf der Agarfläche. Die Bewegungen erfolgen aber unregelmäßiger: bald wird auf einer, bald auf der anderen Seite ein breiter lappiger Fortsatz vorgeschoben und wieder zurückgezogen, ohne daß die Richtung annähernd so streng eingehalten wird, wie bei den auf die Bakterienstreifen loskriechenden Amöben in den Plattenkulturen. Nach 24 Stunden ist die Zahl der Amöben nur wenig gewachsen, nach 36—48 schon deutlicher. Zu dieser Zeit sieht man aber plötzlich einzelne gestreckte Zellen durch das Gesichtsfeld schwimmen unter den charakteristischen wackelnden Bewegungen, wie sie Flagellaten mit zwei vorderen Geißeln zeigen; ihre Ortsveränderung erfolgt so schnell, daß man die Tierchen mit stärkeren Vergrößerungen nicht genauer auf ihren Bau untersuchen kann. Bei der ersten Beobachtung blieb zweifelhaft, ob es sich um einen gleichzeitig aus dem Strohaufguß gezüchteten Flagellat oder um ein geißeltragendes Stadium der Amöben handelte. Durch genauere Prüfung ließ sich eine Verunreinigung der Kultur ausschließen. Es war vielmehr eine besondere abweichende Entwicklungsform bei dieser Strohamöbe gefunden.

Zunächst versuchten wir zu entscheiden, ob diese Schwimmformen regelmäßig und auch auf Agarnährböden auftreten. Zu diesem Zwecke wurde wieder von einer einzigen Zyste ausgegangen und geprüft, ob auch diesmal nach Übertragung in Fleischbrühe einzelne Flagellaten sich zeigten. Das war der Fall und damit jeder Zweifel an der Zugehörigkeit dieser Formen zu dem Entwicklungsgang der Amöbe ausgeschlossen. Wir versuchten nun kleine Flüssigkeitsansammlungen auf der Agarfläche zu erzeugen. Dies gelingt einmal, wenn man Agarplatten gießt, in welchen sich zahlreiche Luftblasen befinden. Hat sich auf diesem Agar ein üppiges Amöbenwachstum entwickelt, so legt man ein Deckglas über eine Agarstelle mit Luftblasen. Bald sammelt sich, wenn die Luftblasen oberflächlich genug liegen, Kondenswasser an denselben an, die Oberfläche sinkt

etwas ein. Nun bemerkt man, wie die Amöben an dieser Stelle sich ändern: sie kriechen lebhafter umher, strecken sich in die Länge und senden starrere und spitzere Fortsätze aus, die nicht so schnell wieder zurückgebildet werden. Eine Zeitlang herrschen Limaxformen vor: das Vorderende ist ein breites Pseudopodium, von dem aus der Zelleib nach hinten zu kegelförmiger Spitze ausläuft. Die Zellmasse wird fest, die Flüssigkeitströpfchen nehmen ab, die Außenmasse wird in einer schmalen Schicht stärker lichtbrechend. Jetzt treten auch am Hinterende ein oder zwei lange gestreckte Scheinfüße auf, die nachgeschleift werden. Die Bewegung verliert immer mehr die Anzeichen einer kriechenden, wird mehr drehend und schließlich schwimmend. Es haben sich, ohne daß die Entstehung genau verfolgt werden konnte, ganz plötzlich an Stelle der hinteren zarten Fortsätze zwei Geißeln gebildet, welche zunächst auch passiv bewegt, nachgeschleppt werden. Diese langgestreckten Zellen, welche anscheinend immer noch durch das vordere breitlappige Pseudopodium bewegt wurden, kehrten bisher an der Grenze der Flüssigkeitsdelle immer wieder um und zu der festeren Agarfläche zurück. Mit einem Male ändert sich dieses am ganzen Rand der Delle vorwiegende Bild: nach einigen kräftigen Drehbewegungen schwimmt das Tier mit beiden Geißeln nach vorn in den kleinen mikroskopischen See hinein, und zwar von jetzt an so schnell, daß es kaum gelingt, die Schwingungen der Geißeln zu verfolgen (Textbild 1a). Dasselbe Spiel wiederholt sich an den in der Nachbarschaft gelegenen Kriechformen, so daß nach einigen Stunden sehr zahlreiche Schwimmformen gefunden werden.



Textbild 1a. Schwimmform der Strohamöbe I kurz nach der Bildung der beiden Geißeln am flaschenförmig ausgezogenen Körperende; nach der photographischen Aufnahme eines mit Sublim.-Alk. fixierten, mit Eisenhämatoxylin gefärbten Deckglas-Agar-Präparates. Vergrößerung × 1000[1].

Textbild 1b. Durchschnitt eines Hansenschen Objektträgers mit Glasdeckel. Im Kammerraum liegt ein Stück Agar mit aufgelegtem Deckglas; in das Agarstück wurde vor dem Einlegen in die Kammer ein Glasröhrchen schräg eingestochen bis zur Oberfläche des Agars. Natürliche Größe.

Noch sicherer beherrscht man die künstliche Umwandlung der Kriech- in Schwimmformen, wenn man kleine Agarstücke, wie sie zur Fixierung verwendet werden, aus gut entwickelten Kulturen herausschneidet und auf einem Objektträger mit einem Deckglas bedeckt. Wenn man dann von einer Seite durch den Agar eine Glaskapillare mit schräger Bruchstelle durchstößt, so daß die Öffnung die Amöbenschicht trifft, so kann man an einer umschriebenen Stelle Gasblasen und Flüssigkeitstropfen mit den Kriechformen in Berührung bringen und feststellen, ob eine Umwandlung in Schwimmformen erfolgt. Diese geplanten Versuche erwiesen sich als überflüssig: schon das Einstechen der Kapillare genügt, um die Ansammlung von Kondenswasser an der Agaroberfläche sowie in der Kapillare zu bewirken; infolgedessen werden zahlreiche Amöben mit der Flüssigkeit in das Rohr gesogen, die aus der flach ausgebreiteten Scheibenform mit zahlreichen Bläschen (Vakuolen) im Zelleib in die kleinere unregelmäßig gelappte Form mit dichterem Zelleib übergehen. Nach etwa zwei Stunden beginnen die Kriechformen sich

unruhiger zu bewegen, zahlreiche Fortsätze auszusenden, in die Länge zu strecken, Flaschenformen anzunehmen, kurz die oben in der Flüssigkeit geschilderte Umwandlung in die Schwimmformen zu zeigen. Anfangs zeigen sich diese Veränderungen nur im Kapillarröhrchen, nach drei Stunden haben sie sich auch auf der benachbarten Agarfläche eingestellt, so daß man die Kriechformen hier fast sämtlich in ebenso zahlreiche Flagellaten umgewandelt sieht, während in der Entfernung von Bruchteilen eines Millimeters die unveränderten Amöben herumkriechen. Nach sechs bis zehn Stunden läßt die Schwimmbewegung nach; unter Drehbewegungen tritt die Rückbildung in Kriechformen ein, die noch eine Zeitlang Geißeln nachschleppen, um dann auch diese abzuwerfen.

Anfangs konnte diese Umwandlung nur mit Amöbenkulturen bestimmten Alters erreicht werden, und zwar trat sie auf mehr als vier Tage alten Platten nicht mehr ein. Es lag nahe, das mit den veränderten Stoffwechselverhältnissen auf der Platte in Beziehung zu bringen und zu vermuten, daß auf den Petrischalen um diese Zeit schon die Neigung zur Einkapselung vorherrscht. In der Tat zeigte sich, daß bei Verwendung größerer (Drigalski-)Platten noch nach sechs Tagen Schwimmformen im Versuch zu erzielen sind. Hieraus geht hervor, daß nicht das Alter der Kulturen, sondern das Entwicklungsstadium für die Wandlungsfähigkeit entscheidend ist; und zwar scheinen vor allem die Wuchs- und Vermehrungsformen zur Geißelbildung zu neigen, während diejenigen Kriechformen, deren Einkapselung bevorsteht, hierzu nicht mehr imstande sind. Sie gehen vielmehr, wenn sie plötzlich in eine sehr nahrungsarme Flüssigkeit gebracht werden, unter Bildung einer großen Vakuole zugrunde, wenn die Zystenbildung noch nicht weit genug vorbereitet ist, um auch in einer flüssigen Umgebung sich normal abzuspielen.

Während die Schwimmformen sich in Amöbenbouillon nach 48 Stunden fast ausnahmslos in Kriechformen zurückgebildet haben, sind sie in destilliertem Wasser zu dieser Zeit noch reichlich vorhanden; freilich entstehen sie hier auch entsprechend später, nämlich zehn Stunden nach Herstellung der Amöbenaufschwemmung. Man darf wohl annehmen, daß in diesem Falle erst allmählich eine genügende Salzkonzentration entstanden ist, um die schädigenden Wirkungen des destillierten Wassers wieder auszugleichen. In allen anderen Fällen, in denen die Umwandlung sich schneller vollzieht, ist es wahrscheinlich plötzliche Änderung des Flüssigkeitsgehalts der Umgebung, welche die Geißelbildung auslöst.

Um die physikalischen Bedingungen der Geißelbildung näher kennen zu lernen, hat der eine von uns (Hirschfeld) festgestellt, welchen Einfluß verschiedene Salze hierauf haben. Zu diesem Zweck wurden die Salze der Pauli-Hofmeisterschen Reihe benutzt, nämlich Natriumchlorid, Natriumnitrat, Natriumbromid, Natriumjodid, Natriumrhodanat, sowie dieselben Verbindungen von Kalium und Ammonium, nach Herstellung der geometrischen Reihe der verschiedenen Salzkonzentrationen. In sterilen Glasklötzchen mit diesen (abgekochten) Lösungen wurden dann je drei Ösen einer zwei- bis dreitägigen Amöbenagarkultur aufgeschwemmt und mit schwachen Vergrößerungen auf die Umwandlung geprüft. Es ergab sich, daß alle Salze dieselben Wirkungen hatten, oder daß wenigstens das Verhalten der Amöben keine Unterschiede erkennen ließ; dagegen traten in den verschiedenen Verdünnungen ganz regelmäßig bestimmte Veränderungen auf. Bei 1, $^1/_2$, $^1/_4$ normal waren die Amöben unbeweglich, abgerundet und eigentümlich gekörnt. Bei $^1/_8$ normal zeigten sie die gewöhnliche Gestalt und Beweglichkeit der Kriechformen;

auch das Aussehen ihres Zelleibes war unverändert; Geißelbildung fehlte. Erst bei $^{1}/_{16}$ traten nach $2^{1}/_{2}$ Stunden mehr oder weniger zahlreiche Schwimmformen mit Geißeln auf, die nach 24 Stunden massenhaft vorhanden waren und bis zu 48 Stunden nachweisbar blieben. Aus diesen Versuchen geht hervor, daß bei dem verhältnismäßig hohen Salzgehalt der gewöhnlichen Nährböden die Geißelbildungen in der Regel unterbleiben, die Fähigkeit der Amöben, Schwimmformen zu bilden, also übersehen werden muß.

Es ergibt sich also die schon eingangs betonte Notwendigkeit, bei allen Kulturamöben systematische Untersuchungen darüber anzustellen, ob sie sich unter geeigneten Bedingungen in Flagellaten umwandeln können. Für unsere Strohamöbe zeigte sich, daß die beste Lösung in ihrem Salzgehalt dem abgekochten Heidelberger Leitungswasser entspricht. Es muß weiteren Untersuchungen vorbehalten bleiben zu unterscheiden, ob das auch für andere Arten gilt, oder ob dieser Wert je nach der Anpassung der Amöben an bestimmte Faulflüssigkeiten und nach dem Salzgehalt des Wassers schwankt. Für eine Reihe von Arten scheint es ausreichend, ihr Verhalten im Wasser als Bestimmungsmerkmale zu verwerten. Zu diesem Zwecke schwemmt man zwei bis drei Ösen der Amöbenkultur in einem Uhrschälchen oder Farbklötzchen mit 1—2 ccm abgekochtem Leitungswasser auf. Nach zwei bis drei Stunden zeigen sich die Schwimmformen in immer zunehmender Zahl; nach 24 Stunden sind gewöhnlich alle Amöben in Flagellaten umgewandelt, so daß man anscheinend eine Reinkultur von Flagellaten vor sich hat. In diesem Zustand bleibt die Kulturaufschwemmung zwei bis drei Tage, ohne daß eine erkennbare Vermehrung der Schwimmformen auftritt. Vom dritten Tage an wandeln sich letztere wieder in Kriechformen um, so daß nach vier bis fünf Tagen das Anfangsbild einer Amöbenaufschwemmung wieder erreicht ist.

Ganz gleichartige Umwandlungen von Amöboidformen in Flagellaten hat im Jahre 1899 Schardinger bei einer aus diarrhöischem Menschenstuhl gezüchteten Amöba gruberi einwandsfrei beschrieben. Hier traten jedoch die Schwimmformen erst bei bestimmten Wärmegraden (34° C.) auf. Schardingers Beobachtungen sind bisher entweder übersehen oder nicht anerkannt worden; ihre Richtigkeit scheint uns nach den oben geschilderten Untersuchungen außer Zweifel.

2. Dauerpräparate.

Die Erforschung des feineren Baues und der Kernveränderungen der Amöben hat früher unter der Unzulänglichkeit der Methoden gelitten, welche nur mit großer Mühe und Zeitverlust gestatteten, Dauerpräparate in hinreichendem Maße herzustellen, um der Vielgestaltigkeit dieser Lebewesen gerecht zu werden. Nachdem diese Schwierigkeiten für die Kulturamöben beseitigt sind, soll im folgenden an der Hand von Abbildungen geschildert werden, was bisher mit der 1909 beschriebenen Technik erreicht werden konnte.

Es scheint wesentlich, die Schilderung zunächst unabhängig von derjenigen früherer Untersucher zu geben. Da die Fachausdrücke, welche sich für die Beschreibung der Protozoenzelle eingebürgert haben, meist nur durch daran geknüpfte theoretische und historische Erwägungen verständlich werden und zum Teil der Schilderung andersartiger Zellen und Zellveränderungen entlehnt sind, soll versucht werden, soweit es ohne Gefährdung der Verständlichkeit der Darstellung möglich ist, diese Bezeichnungen zu vermeiden und durch allgemeinverständliche zu ersetzen.

Der Zelleib der Strohamöbe wird in seiner wechselnden Gestalt am besten durch Präparate veranschaulicht, welche mit der früher geschilderten Osmium-Romanowsky-Methode hergestellt sind. Auf diese Weise erhält man ein Bild von der Art der Ausbreitung auf der Agarplatte oder am Deckglas, welches ganz der in fortwährendem Fluß begriffenen Bewegung der Kriechformen entspricht (Tafel I, Bild 1—4). Man erkennt, wie die flach ausgebreiteten Zellen eine ganz unregelmäßige Gestalt besitzen: hier ein breiter, dort ein schmaler, bald kolbig anschwellender, bald fast abgeschnürter Fortsatz; dazwischen abgerissene oder nur durch fadenförmige Brücken verbundene Anhänge. Besonders auf dem ersten Bilde ist der Unterschied der Außenmasse (Ektoplasma) von der Innenmasse (Entoplasma) durch das Fehlen der dunklen Körnchen und helleren Bläschen in ersterer deutlich; auch zeigen sich die Fortsätze der Außenmasse besonders nach der freien Agarfläche ausgebildet, während sie an den Berührungsrändern der Kriechformen untereinander weniger stark vortreten. Bisweilen sind die lappenförmigen Einschnürungen der Außenmasse in ganzen Präparaten oder Präparatabschnitten so stark, daß sie fast wie Übertreibungen der im Leben gesehenen erscheinen. Vielleicht handelt es sich in solchen Fällen um Reizzustände, welche die Osmiumsäurelösung bewirken mag, ehe ihre Konzentration zur Lähmung der Zelle ausreicht, möglicherweise auch um Herabsetzung der Oberflächenspannung durch H-Jonen. Diese keineswegs regelmäßige Veränderung wird man aber gern in den Kauf nehmen, wenn man berücksichtigt, wieviel stärker andere Fixierungsmittel die Zellform — und zwar im entgegengesetzten Sinne — beeinflussen. Sehr gering sind die Schrumpfungserscheinungen an günstigen Stellen (Tafel I, Bild 1—3): der Zwischenraum zwischen den einzelnen Amöben ist kaum größer als im Leben.

Diese stark gelappten Formen werden in der Regel nur dort gefunden, wo die Kriechformen in dichten Haufen beisammen liegen und keine ausgesprochene Bewegungsrichtung haben. Wir sehen auf Bild 1, Tafel I, wo die Wanderung vom Bakterienrasen fort auf freien Agar gerichtet ist, nur breite Fortsätze. Auch Bild 4, Tafel I, zeigt eine typische bandförmige Kriechform mit dem breiten Scheinfuß rechts oben und verschieden starken Einschnürungen darunter. Wo Teilungsformen in dichteren Bakterienrasen (Tafel I, Bild 5) oder in Amöbenhaufen gefunden werden (Tafel I, Bild 6), kann sogar die Bildung von Scheinfüßen auffallend gering sein. Der Unterschied zwischen der Außen- und Innenmasse der Zelle bleibt aber auch hier erkennbar an dem gleichmäßigeren Aussehen der Bestandteile, wo weder Körnchen noch Bläschen vorhanden sind. Freilich beschränkt sich die Außenmasse, welche einen hellblauen Farbenton annimmt, bisweilen auf einen recht schmalen Streifen (Tafel IV, Figur 1).

Die Innenmasse erscheint im allgemeinen dunkler (Tafel I, Bild 4, 3, 2), kann aber durch das Auftreten sehr zahlreicher Hohlräume ein schaumiges und deshalb helleres Aussehen annehmen (Tafel I, Bild 6), was dadurch unterstützt wird, daß die stark färbbaren Bestandteile sich zu sehr dunkeln, aber kleinen Körnchen zusammensetzen. Möglicherweise hat das Fehlen größerer Hohlräume denselben Grund wie die Ausbildung der starken Lappung: daß nämlich der Tötung ein Reizzustand vorausgeht, welcher noch die Ausstoßung des Bläscheninhalts, aber nicht mehr die Bildung einer neuen größeren Blase gestattet. Denn an kleineren Bläschen fehlt es im Zelleib nicht, wie oben erwähnt wurde; sie treten auch in Gruppen auf und liegen häufig in der Nachbarschaft des Kernes.

Der Kern zeigt in gut fixierten Osmiumpräparaten nach Romanowsky-Färbung eine Zusammensetzung aus zwei verschieden färbbaren Teilen. Die äußere Schicht färbt sich

leuchtend rotviolett und schließt mit einem etwa 1 Mikron dicken Ring, der bisweilen kleine farblose Bläschen, aber nur selten eine Körnung zeigt, einen großen dunkelblau gefärbten Körper, den Binnenkörper (Karyosom) ein (Tafel IV, Figur 1). Noch seltener ist in diesem Binnenkörper ein farbloses Bläschen (Binnenkorn oder Zentriol?) erkennbar (Tafel I, Bild 5, oberer Rand); dagegen kann es vorkommen, daß man in den blauen Binnenkörpern 1—6 kleinere tropfenartige Gebilde sieht, die dunkel, fast schwarz erscheinen. Ihre Bedeutung ist nicht klar; möglicherweise handelt es sich um feinste Fettkügelchen oder wahrscheinlicher um kleinste nicht entfernte Wasser- oder Luftbläschen. Da diese Gebilde in den Sublimatalkoholpräparaten bisher nicht gefunden wurden, so liegt die Möglichkeit vor, daß es Kunstprodukte sind. Vor allem unterscheiden sie sich durch ihre Größe und ihre Zahl von den später näher zu schildernden Binnenkörnern (Zentriolen). Die Anordnung der rot- und blaugefärbten Kernteile ändert sich während der Vorbereitung zur Vermehrung. Leider ist in den Osmium-Romanowsky-Präparaten die Ausbeute an Teilungsfiguren eine sehr bescheidene; sie ist viel kleiner als nach Sublimatalkoholfixierung, obgleich häufig von denselben Agarplatten entsprechende Abschnitte nach beiden Verfahren verarbeitet wurden. Immerhin gestatten die gefundenen Kernteilungsformen, sich eine Vorstellung von dem Verhalten beider Bestandteile zu machen. Danach teilt sich zuerst die blaue Masse in zwei Kugeln, die an die Spitzen des eiförmig gestreckten Kernes treten (Tafel IV, Figur 3), die rote Masse sammelt sich bandförmig in der Mitte der zwei blauen Kugeln, zerfällt in 3—5 längliche Körner, welche sich teilen und mit den blauen Kugeln voneinander abrücken (Tafel IV, Figuren 4 und 6, Tafel I, Bild 5). Dabei ziehen sie ein Bündel zarter, parallel laufender blauer Fäden aus, welche später in der Mitte verschmelzen und mitten durchreißen. Dann vereinigen sich die blaue Kugel, die roten Körner und das zartblaue Fadenmaterial zu einem neuen Tochterkern, in welchem wieder eine dunkelblaue Kugel von einem rotvioletten Ring umgeben wird.

Diese scharf auftretenden Farbenunterschiede sind für die Deutung der Kernbestandteile entscheidend, auch wenn andere Einzelheiten besser an Sublimat-Alkohol-Präparaten untersucht werden.

Außer im Kern kommen auch im Zelleib rotgefärbte Bestandteile vor. Sie treten in großer Zahl in den Wabenwänden der Zellmasse auf und schwanken etwas in Form und Farbton (Tafel IV, Fig. 1—3). Bisweilen haben sie Stäbchenform, dann wieder erscheinen sie als Körnchen von runder oder eckiger Begrenzung. Auch ihre Größe ist verschieden, was zum Teil durch Verklumpung mehrerer Körnchen, zum Teil durch verschiedene Dichte ihrer Masse bedingt scheint. Letztere Verschiedenheit äußert sich auch im Farbton: während die größeren hellrot oder rosa aussehen, nehmen gerade die an der Grenze der Wahrnehmbarkeit stehenden häufig eine dunkelrote, fast ins Blauviolette übergehende Farbe an.

Viel seltener und viel größer sind blaue Kugeln, welche im Zelleib auftreten können; sie erreichen fast Kerngröße und zeigen fast immer einen hellen Hof, der wohl durch Schrumpfung entsteht. Die scharfe Umrandung des letzteren deutet aber darauf hin, daß die blauen Körner in einem Hohlraum des Zelleibes liegen und nicht in Zusammenhang mit der Zellmasse stehen; gelegentlich sieht man, daß diese stets einzeln vorhandenen Gebilde ausgestoßen werden. Bakterien konnten mit dem Osmium-Romanowsky-Verfahren niemals in Hohlräumen der Amöbe nachgewiesen werden; dagegen sieht man sie häufig der Zelle auf oder angelagert, so daß vielfach eine Lage im Zelleib vorgetäuscht wird (Tafel I, Bild 5 und 6).

Wenn als Hauptvorzug des Osmium-Romanowsky-Verfahrens neben der unterschiedlichen Färbung der Kernbestandteile die Erhaltung der natürlichen Zellformen hervorgehoben wurde, so soll damit nicht gesagt werden, daß die Vielgestaltigkeit des Amöbenkörpers durch Sublimatalkoholfixierung verwischt wird. Sie kommt, wie die Tafeln I—III zeigen, auch hier noch zur Geltung, freilich in geringerem Maße. Anscheinend bedingt der Sublimatalkohol eine Zusammenziehung des Zelleibes vor der Fixierung, die nicht mit Schrumpfung verwechselt werden darf. Dabei geht die Trennung von Außen- und Innenmasse verloren, das Gefüge der Zelle erscheint fester, die Zwischenräume werden fast doppelt so groß als im Osmiumpräparat, der Zustand der Zellen nähert sich etwa dem im frischen Präparat bei Reizen beobachteten, wobei gleichfalls ein Zurückziehen der Scheinfüße und eine Abrundung des Zelleibes bemerkt wird. Zu letzterer kommt es nur ausnahmsweise, da die Ausbreitung am Glase die Abrundung erschwert, die Gerinnung der Zellmasse vielmehr meist schon eintritt, wenn die Zellform nach Einziehung der Scheinfüße eine annähernd polygonale, epithelähnliche geworden ist. Auch die Scheinfüße verschwinden nicht völlig vor dem Zelltode. Lappenartige Fortsätze bleiben bisweilen erhalten (Tafel I, Bild 8), ja es können auf weiten Strecken die wunderlichsten, unregelmäßigsten Gebilde fixiert werden (Tafel I, Bild 7); diese setzen aber voraus, daß die Pseudopodienbildung an den betreffenden Kulturstellen vorher einen abnorm hohen Grad erreicht hatte, vielleicht spielen dabei auch unbekannte Einflüsse der Fixierungsflüssigkeit mit. Ausnahmsweise ist der Unterschied zwischen Außen- und Innenmasse auch in diesen Präparaten erkennbar; aber dann heben sich stets nur schmale Ränder durch ihre hellere und gleichmäßigere Färbung vom Zelleib ab (Tafel I, Bild 8, große Amöbe, unterer Rand; Tafel II, Bild 20, untere Amöbe, rechter Rand; Tafel II, Bild 17, oberste Amöbe, linker Rand).

Kleine Hohlräume treten im Zelleib entschieden seltener auf als nach Osmiumfixierung; dagegen scheinen die vorhandenen Springblasen keine Zeit zu haben, sich zu entleeren. Sie werden vielmehr durch die Zusammenziehung der Außenmasse im Zelleib festgehalten. Besonders deutlich und verhältnismäßig groß sind sie auf Tafel I, Bild 8, 9, Tafel II, Bild 20 und 18; auf letzterem Bilde scheint bei der mittleren Amöbe die Gerinnung der Zellmasse gerade in dem Augenblick eingetreten zu sein, in welchem die Springblase im Begriff war zu platzen. Nach Messungen an den Mikrophotogrammen schwankt der Durchmesser der Springblase von 2—8 Mikra; das Mittel nach zehn Messungen berechnet beträgt 4,8 Mikra, fällt aber etwas zu groß aus, weil auf den Tafeln gerade mehrere besonders große Kriechformen abgebildet sind.

Wie auch im lebenden Präparat beobachtet werden kann, liegen häufig dem Kern ein oder mehrere Hohlräume von 1—2 Mikra D. an, um nach dem Zusammenfließen an das Hinterende und hier aus der Zelle auszutreten. In allen Fällen befinden sich die Springblasen in der Nähe des Hinterendes, wenn eine Kriechrichtung deutlich ausgeprägt ist.

Es dürfen jedoch nicht alle im Zelleib auftretenden Bläschen auf die Entstehung der Springblasen bezogen werden; auch nach der Sublimatalkoholfixierung zeigt ein Teil der Amöben schaumigen Bau, wenn auch längst nicht so häufig wie bei Osmiumfixierung; dies beweisen Tafel I, Bild 10, und Tafel II, Bild 13.

Außer den Hohlräumen verschiedener Größe treten im Zelleib auch bei dieser Methode Körnungen verschiedener Größe, Form und Färbbarkeit auf. Ihre Größe schwankt zwischen 0,1—1,0 Mikron; größere schollenartige Klumpen sind selten. Während die kleinsten Kugelgestalt haben, sind die größten scheiben-, ei- oder birnförmig. Ihre Fär-

bung hängt ganz von der Differenzierung ab; meist sind sie jedoch völlig entfärbt und können mit einer Gegenfarbe deutlich gemacht werden, wenn der Binnenkörper noch tief schwarz ist (Tafel I, Bild 9), in anderen behalten sie auch dann noch schwärzliche Färbung (Tafel I, Bild 8, II, Bild 15).

Der Kern kann bisher nach keinem Verfahren so gut dargestellt werden wie nach Sublimatalkoholfixierung. Er besitzt fast stets die Gestalt eines kugeligen oder eiförmigen Bläschens, in diesen flach ausgebreiteten und dem Deckglas angepreßten Kriechformen vielleicht richtiger einer Scheibe oder eines Fladens. Bei sehr ausgesprochenen Formenveränderungen der Zelle kann er jedoch stark seine Form ändern (Tafel I, Bild 10 und 11), aber auch ohne erkennbare Ursache zur Band- oder Birnform sich strecken oder durch Anlagerung von Bläschen eine vorübergehende Abflachung erfahren. In gut fixierten Präparaten ist ein Zwischenraum zwischen Kernwand und Zellmasse nicht erkennbar; beide berühren sich unmittelbar. Eine von dem Inhalt trennbare Kernhülle ist hier nicht deutlich.

Die Größe des Kernes schwankt nach der Größe des Zelleibes. Bei diesen flach ausgebreiteten Zellen wird man keinen erheblichen Fehler machen, wenn man die Kern- und Zellfläche für deren Inhalt einsetzt; da eine genaue Messung des Dickendurchmessers sehr schwierig und deshalb ungenau werden müßte, sind die einfacheren Werte zur Schätzung vorzuziehen. Dann ergeben sich an einer Photogrammreihe noch nicht in Teilung begriffener Kriechformen gemessen Werte, welche zwischen 1 : 7 und 1 : 30 schwanken.

Dieselben entsprechen aber nicht der wahren Durchschnittsgröße, weil beim Durchmustern der Präparate abnorm große Zellen stets, die normal großen dagegen nur dann aufgenommen wurden, wenn entweder besonders günstige Formverhältnisse oder auffallende Befunde vorlagen. Auch spielen sich die Teilungen vorwiegend an Zellen von Durchschnittsgröße ab, und hier ist eine Messung der Kernfläche sehr erschwert. Auf jeden Fall ergibt sich soviel aus diesen Messungen, daß die Kernfläche $^1/_{30}$ bis $^1/_7$ der Zellfläche betragen kann und daß in kleinen Zellen die Kernfläche verhältnismäßig viel größer ist als in mittleren und großen Zellen; alles auf Zellkerne bezogen, an welchen noch keine Anzeichen bevorstehender Kernteilung bemerkbar sind.

Der Bau der Kerne scheint sich während des Wachstums gleich zu bleiben, sobald die Tochterkerne erst einmal die Besonderheiten des Teilungskernes abgelegt haben. Wie nach Osmiumfixierung lassen sich im Kern auch nach Sublimatfixierung zwei Schichten deutlich unterscheiden: eine Randschicht und ein Binnenkörper (Karyosom). Die nach dem Osmiumsäure-Romanowsky-Verfahren rotviolett gefärbte Randschicht gibt nach dem Sublimat-Eisenhämatoxylin-Verfahren den schwarzen Farbstoff fast ebenso leicht ab wie der Zelleib; nur um ein weniges bleibt dieser Kernteil dunkler. Bei Bordeauxrot oder Säurefuchsinnachfärbung ist er jedoch häufig gut, auch im Photogramm darstellbar (Tafel I, Bild 9, 10, II, 17). Diese Randschicht ist jedoch fast niemals gleichmäßig gefärbt sondern schließt fast immer einen in regelmäßigen Abständen angeordneten Kranz heller bläschenartiger Lücken ein (Textbild 2a). Eine Andeutung derselben ist, wie oben erwähnt, gelegentlich, wenn auch in geringerem Grade, nach der Osmiumfixierung zu beobachten (Tafel IV, Figur 1). Ihre Anwesenheit fällt aber bei den Sublimatpräparaten um so mehr auf, als hier Bläschen oder Hohlräume im Zelleib gewöhnlich fehlen. Die Zahl dieser Bläschen kann gerade acht betragen, ist aber häufig kleiner oder größer, so daß man im Zweifel bleibt, ob in diesem Fall der Kern bei der Fixierung gelitten hat oder die Zahl

keine gesetzmäßige ist. Zerreißt bei der Fixierung der normalerweise vorhandene Zusammenhang der Randschicht mit dem Binnenkörper, so treten Zwischenräume als Verdickungen an einem dünnen Reif hervor und täuschen, weil sie im zusammengezogenen Zustand das Eisenhämatoxylin stärker zurückhalten, Körner vor, welche einer Hülle an-



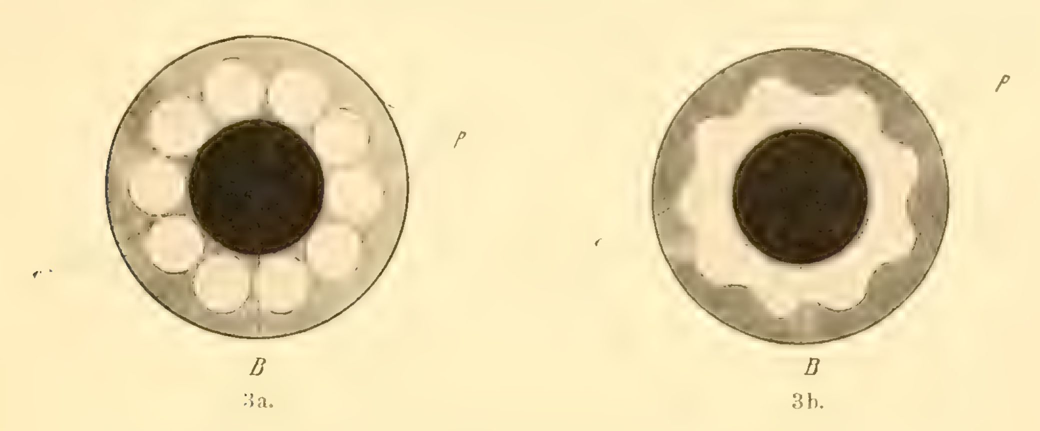
Textbild 2a. Strohamöbe I mit 9 Bläschen in der Kernrandschicht; die Bläschen wölben die Kernoberfläche nur unmerklich vor.
Textbild 2b. Strohamöbe mit 7 Bläschen, welche die Kernoberfläche deutlich vorwölben. Vergrößerte Zeichnung nach Mikrophotogrammen. Vergr. × 2000[1].

gelagert zu sein scheinen. Diese Bläschen sind in den Kernen der Riesenamöben besonders deutlich und erreichen hier einen Durchmeser von 1 μ, das heißt fast die ganze Breite der Randschicht. Diese kann bei kleineren Kernen durch die Bläschen vorgewölbt sein, so daß der Kern ein gänseblumenartiges Aussehen erhält (Textbild 2b).

Die Randschicht ist nur bei sehr vorsichtiger Fixierung auf der Agarfläche gut darstellbar. Sobald Schrumpfungen eintreten, täuscht sie entweder eine Kernhülle vor, oder geht so unmerklich in die Körnung der Zellmasse über, daß sie ganz übersehen wird. Dann scheint der von einem hellen, angeblich achromatischen Hof — einem Kunstprodukt — umgebene Binnenkörper direkt an die Zellmasse zu grenzen. Es ist begreiflich, daß der Binnenkörper infolgedessen für den Kern selbst gehalten worden ist. Weshalb an Ausstrichpräparaten, welche ohne Berücksichtigung der von uns angegebenen Vorsichtsmaßregeln direkt mit der Fixierungsflüssigkeit in Berührung kommen, diese Zerreißungen ständig an derselben Stelle entstehen müssen, sucht die nebenstehende schematische Zeichnung zu erläutern. In gut gelungenen, schonend auf Agar fixierten Präparaten berührt der Binnenkörper gewöhnlich die Bläschenzone der Randschicht (Textbild 3a); da aber die oben beschriebenen Bläschen dem Binnenkörper näher liegen als der Kernoberfläche, bei der radspeichenartigen Anordnung derselben der zentral gerichtete Wandabschnitt (c) schmaler ist als der periphere (p), so reißen bei Schrumpfungen die dünnen Wände zwischen den Bläschen leicht durch. Der Binnenkörper scheint infolgedessen frei im Kernbläschen oder sogar, wenn die Randschicht in den kaum davon verschieden gefärbten Zelleib übergeht,

frei im Zelleib zu liegen und wird nur von einer dünnen Zone der zentralen Kernrandschicht umgeben (Textbild 3b).

Die Gestalt des Binnenkörpers paßt sich im ganzen derjenigen des Gesamtkernes an: er scheint jedoch fester gefügt als die Randschicht, denn er gibt nicht in demselben Maße



Textbild 3. Schematische Darstellung des Kulturamöbenkernes; B = Binnenkörper; c = centraler Teil der Kernrandschicht; p = peripherer Teil der Kernrandschicht. 3a. Kernbild bei vorsichtiger Fixierung auf Agar. 3b. Kernbild nach Einreißen der Scheidewände zwischen den Randbläschen.

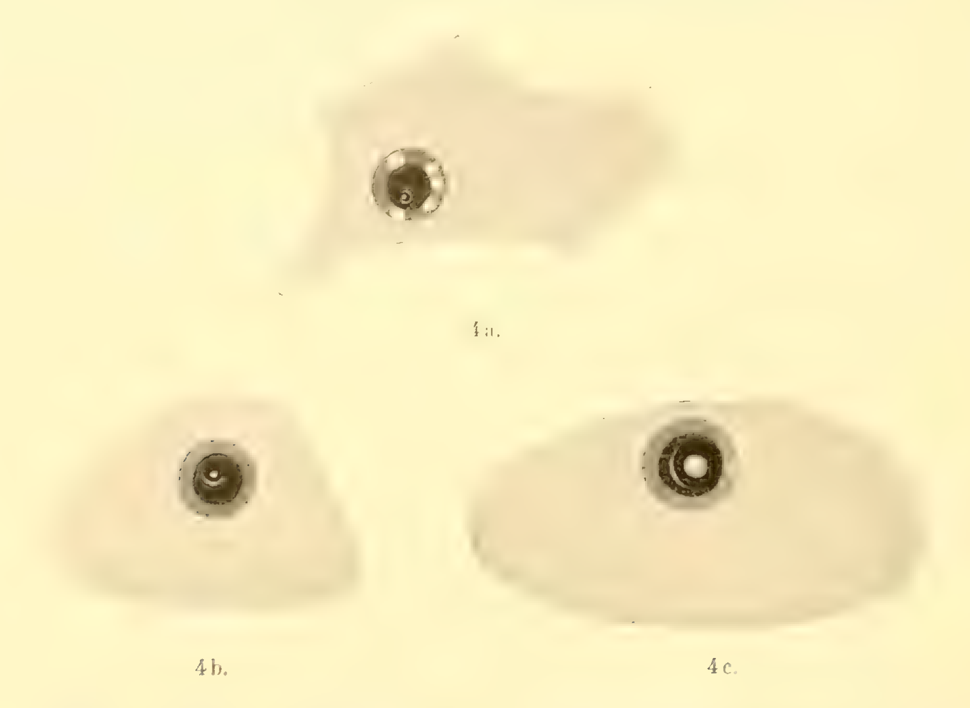
bei Formenveränderungen der Zelle nach wie die letztere. Wir sehen deshalb bei sehr starken Zerrungen der Zelle, welche den Kern strecken, den Binnenkörper direkt der Zelloberfläche anliegen, während die Randschicht nur an den Kernenden sichtbar bleibt (Tafel I, Bild 11). Daraus ergibt sich, daß von den halbflüssigen Teilen der Zelle der Binnenkörper der zähflüssigste sein muß; wir beobachten deshalb gelegentlich geringe Verschiedenheiten zwischen der Form des Kern- und Binnenkörper-Umrisses, welche entstehen müssen, wenn beide Schichten ein verschiedenes Beharrungsvermögen infolge verschiedener Dichte besitzen. Hierdurch erklären sich auch gelegentliche Verschiebungen in der Lage des Binnenkörpers, welcher gewöhnlich gleichmäßig von der Randschicht umgeben ist, also in deren Mitte liegt, hin und wieder aber auf eine Seite des Kernbläschens verschoben scheint. Seine Größe steht immer in bestimmten Beziehungen zum Kern, und zwar ist sein Durchmesser gewöhnlich $1^1/_2$ bis 2 Mikra kleiner als der letztere. Nur ganz ausnahmsweise ist der Unterschied noch größer.

In der überwiegenden Mehrzahl der Amöben sind weitere Einzelheiten im Bau des Binnenkörpers an diesen Präparaten nicht erkennbar. Nur an Kulturstellen, an denen sich eine größere Zahl von Vermehrungsformen zeigt, kann festgestellt werden, daß der Binnenkörper weiter zusammengesetzt ist. Wir besprechen diese Bilder deshalb gemeinsam mit den Teilungserscheinungen, welche so mannigfache Veränderungen im Zell- und Kernbild hervorbringen, daß wir nur die Reihe der regelmäßig wiedergefundenen Bilder hier vorführen können und nur wenige bedeutsam erscheinende Ausnahmen einfügen, um nicht die Zahl der Abbildungen zu stark vermehren zu müssen.

Die Vermehrung durch Zweiteilung, Dreiteilung oder Vierteilung ist nicht an eine Ruheform gebunden, sondern vollzieht sich an in voller Bewegung befindlichen Kriechformen. Meist findet man Kerne im Begriff der Zweiteilung bei etwas in die Länge

gezogenen Zellen, deren Flächeninhalt die Durchschnittsgröße gewöhnlich nicht übertrifft, eher dahinter zurückbleibt. Damit soll nicht entschieden werden, ob die Riesenamöben mit mehreren Kernen durch nachträgliches Wachstum normaler Zellen mit geteiltem Kern oder durch späte Teilung einkerniger Riesenformen entstehen. Beides ist wahrscheinlich möglich, da Riesenamöben mit 1,2 und 4 Kernen vorkommen (Tafel I, Bild 8, Tafel II, Bild 17).

Als erstes Anzeichen beginnender Kernteilung betrachten wir das Sichtbarwerden eines stark färbbaren 0,5 bis 1 μ großen Körnchens, welches noch stärker als der Binnenkörper die Eisenhämatoxylinlacke zurückhält. Wir haben nicht den Eindruck, als wenn das Körnchen mit der genannten Methode in allen Binnenkörpern nachweisbar wäre,



Textbild 4. Verhalten des Binnenkornes in den Strohamöbenkernen; Zeichnungen nach Mikrophotogrammen. Vergrößerung 2000[1]. a. Kern mit 5 Kernrandbläschen und einem sehr kleinen Binnenkorn im Binnenkörper. b. Größeres Binnenkorn. c. Binnenkorn, welches den Binnenkörper fast ausfüllt.

glauben aber, daß es immer vorhanden ist. Es hat den Anschein, als wenn das Binnenkorn (Zentriol) zuerst auch in verschieden großen Kernen fast die gleiche Größe hat, dann aber wächst und sich in zwei Körner zerteilt. Diese bleiben durch einen Faden verbunden und bilden so eine Hantel, an deren Enden die Körner sitzen. Der Verbindungsfaden bleibt verschieden lange erhalten: bei gleichem Abstand der Kernenden kann er vorhanden oder schon zerrissen sein. Neben dieser Veränderung des Binnenkorns als Vorbereitung zur Teilung wird noch eine Größenzunahme beobachtet, welche im Sinne der von Prowazek und Hartmann beschriebenen zyklischen Veränderung gedeutet werden kann. Wie dieselbe bei diesen Strohamöben schließlich ausläuft und ob auch sie zur Teilung führt, konnte noch nicht festgestellt werden (Textbild 4).

Mit den jungen Binnenkörnern wandert je eine Hälfte des Binnenkörpers zu einem Kernpol; aber nur selten ist das Binnenkorn in dieser Polstellung deutlich. Bei Osmium-Romanowsky-Behandlung erscheint es dann dunkelrot-violett; nach Sublimatalkoholfixierung und Eisenhämatoxylinfärbung schwarz.

Von der Teilung des Binnenkörpers in zwei Hälften sieht man verschiedene Bilder. Entweder rücken zwei breite Kaffeebohnen- oder diplokokkenartige Hälften auseinander (Tafel I, Bild 8 und 11), ohne daß man einen Verbindungsfaden zwischen ihnen bemerken kann, oder der Binnenkörper streckt sich biskuitförmig in die Länge und wird in der Mitte durch die Kernrandschicht eingeschnürt, welche entsprechend von den Kernpolen verdrängt wird und schließlich als dicker Ring zwischen den beiden „Polkörpern“ liegt, wenn wir hierunter mit Vahlkampf die an die Kernpole gerückten Hälften der Binnenkörper verstehen (Tafel II, Bild 20 und 21). Möglicherweise ist stets ein Verbindungsfaden vorhanden, aber so leicht zerreißlich, daß er nicht immer nachweisbar ist und so die zuerst erwähnten Bilder zustande kommen.

Daß die Kernrandschicht sich ring- oder bandförmig zwischen die beiden Polkörper legt, sieht man am deutlichsten nach Osmiumfixierung und Romanowsky-Färbung (Tafel IV, Figur 1). Aber auch nach Sublimatfixierung kann man die schwach gefärbte Kernrandschicht neben und zwischen den Polkörpern wiedererkennen, sowie feststellen, daß in diesen Stadien die Polkörper unmittelbar an die Zellmasse grenzen (Tafel II, Bild 20 und 21). Trotz eifrigstem Suchen konnten wir jedoch niemals gut gefärbte Äquatorial- oder Tochterplatten in den Heidenhain-Präparaten finden, obgleich die späteren Kernteilungsbilder ziemlich häufig waren. Es kann zwar eine Ansammlung von stark färbbaren Körnchen in gezackter Linie in der Mitte zwischen beiden Polkörpern auftreten; dieselbe bleibt aber verhältnismäßig schmal und ist nicht entfernt mit der dicken Äquatorialplatte zu vergleichen, welche in dem Osmium-Romanowsky-Präparaten gefunden werden und hier den ganzen Zwischenraum zwischen den beiden Polkörpern ausfüllen. An einigen Zellen konnten wir beobachten, daß die Kernplatte in 3—4 längsgestreckte, dicht aneinander gedrängte Farbkernkörper (Chromosome) zerfällt, die sich teilen und dann jeder Tochterplatte ein Teilstück abgeben (Tafel I, Bild 5, Tafel IV, Figur 3). Auch in den schon weiter auseinandergerückten Tochterkernen ist bisweilen noch eine Zusammensetzung der Tochterplatte aus Teilstücken erkennbar (Tafel I, Bild 6).

Außer dem ziemlich starren Faden zwischen den Binnenkörnern sieht man häufig zwischen den dunkeln Polkörpern feinere Fäden aufgespannt (Tafel I, Bild 5, Tafel II, Bild 14, 15, 21), die mehr oder weniger deutlich hervortreten, den Spindelfasern bei Teilungen von Metazoenzellen entsprechen und von zahnartigen Vorsprüngen der Polkörper ausgehen. Wenn die Polkörper breit sind und eine tonnenförmige Figur bilden, ist eine Zähnelung der einander zugekehrten Seiten besonders häufig ausgesprochen, die Fäden sind aber so fein, daß es kaum gelingt, mehr als einen scharf photographisch wiederzugeben (Tafel II, Bild 14, untere Teilungsfigur, Tafel II, Bild 21, rechts unten). Wenn schmalere dunkle Körper an den Polen liegen, entsteht gewöhnlich eine deutliche Sanduhrform, in welcher noch andere



5.

Textbild 5. Schematische Darstellung der Hälfte eines sanduhrförmig gestreckten Teilungskernes der Strohamöbe.

stark färbbare Teile hervortreten (Bild 14, obere Hälfte; Bild 15, links unten). Jede Hälfte dieser Sanduhrfigur ist gewöhnlich in sich ungleichmäßig gebaut (Bild 14): am breiten Ende derselben sitzt ein nach außen leicht abgerundeter oder abgeflachter, stark gefärbter Körper, von dessen nach innen gerichteter, sich verschmälernder Seite kleine Randvorsprünge ausgehen, an welche sich Fäden anheften, die zum spitzen Ende der Sanduhr gehen, um sich hier in einer knopfförmigen Verdickung zu treffen und mit der Spitze der anderen Sanduhrhälfte zu vereinen (Textbild 5).

Im oberen Drittel, von dem am Pol liegenden Körper oft nur durch einen Spalt getrennt, liegt häufig ein dunkler Stab, welcher oft schräg zur Längsachse der Teilungsfigur gestellt ist, anscheinend weil seine Länge in dem spitz kegelförmig zulaufenden Raum keine senkrechte Stellung gestattete, während das in anderen Fällen möglich ist. An seiner Stelle, bisweilen neben ihm, kann eine scharf umgrenzte Kugel auftreten. Alle diese Teilungsformen gewinnen je nach der Entfernung der Kernhälften voneinander, nach dem Grade der Entfärbung, vielleicht auch nach dem Ausfall der Fixierung ein verschiedenes Aussehen. Gemeinsam bleibt allen der deutliche Zusammenhang durch fädige Bestandteile des Kernes, welche schließlich als ein einziger zarter Faden die Kernhälften noch vereinigen, wenn deren Außenenden schon auf 10 Mikra voneinander abgerückt sind. Dieser Verbindungsfaden kann gespannt sein, so daß man an Zugwirkungen denken könnte; in der Mehrzahl der Fälle ist er aber mehr oder weniger deutlich bogenförmig gekrümmt, was als eine Stemmwirkung gedeutet werden könnte; bisweilen ist er geradlinig geknickt, und zwar nicht in der Mitte, so daß die beiden Hälften ungleich lang werden. Schließlich zerreißt der Faden oder löst sich auf. Dann nehmen die Tochterkerne gewöhnlich eine Birnform an, begeben sich aber nicht immer nach verschiedenen Enden der Zelle, sondern liegen häufig dicht beieinander, mit parallelen oder senkrecht zueinander gestellten Längsachsen. In diesem Stadium wird das Kernbild einförmiger und beständiger. Alle Tochterkerne zeigen, während sie von der spitzen Ei- oder Birnform zur rundlichen übergehen, einen größeren und einen kleineren dunklen kugeligen Körper; der größere liegt am stumpferen, der kleinere am spitzeren Ende; zwischen beiden findet man eine von feinen farblosen Bläschen durchsetzte Masse, welche durch ihre Färbbarkeit und die Bläschen (Wabenstruktur) der Randschicht der Kerne in den Wuchsformen gleicht. Bis zur vollendeten Abrundung bleiben die beiden Kügelchen getrennt an gegenüberliegenden Rändern der Tochterkerne liegen. Dann verschmelzen sie anscheinend miteinander und der an Größe ungefähr der Summe beider Kugeln entsprechende Binnenkörper rückt nun in die Kernmitte, allseitig von der Randschicht umgeben. Der Kernteilung muß die Zellteilung nicht unmittelbar folgen, wie das Vorkommen von Zellen mit zwei und vier Kernen beweist. Andererseits kommt es häufig vor, daß, während die Kernhälften noch deutlich den Teilungstypus zeigen, die Zerschnürung der Amöben beginnt (Tafel II, Bild 15). Diese erfolgt in der auch sonst beschriebenen Weise, so daß ein besonderes Eingehen darauf hier unnötig ist.

Neben diesen verschiedenen Bildern von Zweiteilung fanden wir wiederholt Dreiteilungen des Kernes. Dieselben entstehen, wenn das Binnenkorn, statt in zwei, in drei Teile zerfällt. Solche Zellen finden sich ohne erkennbare Ursache an Kulturstellen mit reichlicher Vermehrung, vermischt mit Zweiteilungen, und machen den Eindruck völlig normaler Gebilde (Tafel II, Bild 19—22). Nachdem im Kern eine Dreiteilung der Binnenkörper erfolgt ist, die annähernd kleeblattförmig angeordnet sind, wachsen aus demselben

drei statt zwei Sanduhrhälften heraus, die gewöhnlich in Winkeln von 120° zueinander stehen und sich im übrigen zusammensetzen wie die Sanduhrhälften der Zweiteilungen (Bild 19 und 22). Ausnahmsweise kommen auch Zellen vor, in denen auf zwei normal zueinander stehenden Kernteilen ein dritter senkrecht steht (Bild 19). Ja, die drei Kernsegmente können zusammen die Figur eines gleichseitigen Dreiecks bilden mit fehlender oder vorhandener Basis (Tafel II, Bild 23 und 24). Stets scheint es zur Ausbildung von drei normalen Kernen zu kommen. Eine Dreiteilung des Zelleibes haben wir jedoch nicht beobachten können, so daß wir über das Schicksal dieser dreikernigen Muttertiere nichts aussagen können.

Ob die vierkernigen Zellen (Tafel II, Bild 16) auch durch einen gleichzeitigen Zerfall des Mutterkernes in vier Tochterkerne entstehen können, oder ausschließlich durch wiederholte Zweiteilungen des Kernes ohne Einsetzen der Zellteilung, kann bei dem spärlichen Vorkommen dieser Bilder noch nicht entschieden werden. Für letzteren Vorgang finden sich Anhaltspunkte. So kann man bisweilen zwei Zweiteilungen nebeneinander antreffen; sogar in verschieden vorgeschrittenen Stadien. Möglicherweise kehren die Tochterkerne bisweilen gar nicht erst zum Typus der Wachstumskerne zurück.

Zweifelhaft ist ferner die Bedeutung von Zelleinschlüssen und Zellknospen, welche an manchen Stellen der Kulturen in großer Menge auftreten. Die Zelleinschlüsse bleiben verschieden stark mit Eisenhämatoxylin gefärbt, meist aber weniger als der Binnenkörper des Kernes. An Größe kommen sie letzterem häufig gleich. Bisweilen treten zwei kleinere, häufiger ein größerer in Hohlräumen im Zelleib auf. Einzelne zeigen eine gleichmäßige dunkle Färbung, andere eine dunklere oder hellere Körnung. Bisweilen zeigen intrazellulär und freiliegende Einschlußkörper eine teilweise dunklere Randschicht und eine hellere Innenschicht.

Viel zahlreicher finden sich Körper ähnlicher Form, Größe und Färbbarkeit zwischen den Kriechformen. Manche sind wohl mit Bestimmtheit als ausgestoßene Einschlußkörper zu deuten. Die Mehrzahl scheint aber durch Sprossung und durch Abschnürung zu entstehen. Die Abschnürungen sind bei diesen zarten Lebewesen anscheinend ein sehr gewöhnlicher Vorgang, wenn irgendein mechanisches Hindernis einen Amöbenteil hindert, der Kriechbewegung der Zelle zu folgen. Auf diese Weise kann es zu der in frischen Präparaten erwähnten Selbstverstümmelung kommen (Tafel I, Bild 11 und 12), bei der wohl immer nur der kernhaltige Anteil lebensfähig bleibt; es braucht das nicht der größere zu sein (Bild 11). So erklärt sich das Vorkommen kernfreier Amöbenstücke (Tafel II, Bild 19, oben). Wenn auch in den fixierten Präparaten infolge der Zusammenziehung oft nicht mehr erkannt wird, worin das Hindernis bestand, so lassen Bilder wie Tafel I, Bild 11, kaum einen Zweifel, daß im Leben die enge Lage dazu ausreichte.

Noch schwerer ist es, die Knospenbildungen zu erklären, die bisweilen gehäuft zu drei, vier oder mehreren an einer Amöbe auftreten. Ob plötzliche Veränderungen der Umgebung rein mechanisch zu dieser Erscheinung führen oder ob sich die Zelle überschüssiger Bestandteile auf diesem Wege entledigt, wissen wir nicht. Möglicherweise finden sich hier Beziehungen zu anderen Rhizopoden angedeutet, bei denen die Knospung eine gewöhnliche Form der Vermehrung bedeutet; Anhaltspunkte dafür, daß diese Knospen sich wieder zu Amöben entwickeln können oder Dauerformen bilden, haben wir nicht finden können.

II. Lohamöben.

Um mit den aus Stroh reingezüchteten Amöben auch solche anderer Herkunft vergleichen und um womöglich *Myxomyceten* auf Amöbenagar zur Entwicklung bringen zu können, wurden Lohaufgüsse hergestellt, und zwar mit den in Süddeutschland häufig zum Feueranmachen verwendeten gepreßten und getrockneten Rückständen der Gerberlohe, den sogenannten Lohkäsen. Mit abgekochtem Leitungswasser und Lohkäse angesetzte, vor Luftkeimen geschützte Gläser zeigten nach einigen Tagen in der Kahmhaut reichlich Amöben. Von der Agarplatte wurden möglichst große Formen reingezüchtet, mit den früher geschilderten Verfahren fixiert und gefärbt. Dabei stellten sich erhebliche Abweichungen vom Kernbau der Strohamöben heraus, worüber (1909) kurz berichtet wurde; andererseits gelang es auch hier, die Kriechformen in Schwimmformen umzuwandeln.

Leider ging durch einen bedauerlichen Zufall die Lohamöbenkultur verloren, ehe sie auf Agarröhrchen gebracht war, und trotz aller Bemühungen gelang es bisher nicht, sie wieder reinzuzüchten.

Die Untersuchungen konnten deshalb nicht den Abschluß erhalten, welchen die eigenartigen Kernverhältnisse wünschenswert erscheinen ließen. Trotzdem glauben wir diese lückenhaften Mitteilungen nicht zurückhalten zu sollen, da es an anderer Stelle vielleicht gelingt, die Amöbe festzuhalten, was um so erwünschter wäre, als es sich wahrscheinlich um einen Vertreter einer neuen Gattung handelt.

Bisher ist aus Gerberlohe durch Züchtung nur *Amöba froschi* von Hartmann und Nägler isoliert und genauer beschrieben worden. Im lebenden Zustand wäre es nach den bisherigen Beschreibungen nicht möglich, sie von den Kriechformen unserer Lohamöbe zu unterscheiden. Da Hartmann und Nägler auf das Vorkommen von Schwimmformen nicht geachtet haben, wäre es immerhin denkbar, daß solche auch bei *Amöba froschi* vorkommen. Es bleibt aber der charakteristische Kernbau, der den beiden Untersuchern nicht entgangen wäre. Er weicht so stark vom Typus der übrigen Limaxamöben ab, daß er vielleicht sogar als Gattungsunterscheidung gelten darf.

Von den Strohamöben unterschieden sich die frischen Lohamöben am ersten noch durch ihre durchschnittliche Größe; da aber von den beiden Arten große und kleine Exemplare vorkommen, so ist das ein wenig zuverlässiges Merkmal. Im übrigen verhielten sie sich auf der Agarplatte sehr ähnlich; es kann also auf die oben gegebene Beschreibung hingewiesen werden. Dasselbe gilt für die Entstehung und das Verhalten der Schwimm- und Dauerformen.

Erst im gefärbten Präparat trat ein erheblicher Unterschied hervor, blieb aber dann auch während der ganzen Entwicklung deutlich; nur während der Kernteilung sind die beiden Amöben vorläufig schwer, bisweilen gar nicht zu unterscheiden.

Ihr Zelleib wird, wie bei den Strohamöben, am natürlichsten durch das Osmium-Romanowsky-Verfahren nach der früher geschilderten Methode erhalten. Die Außenmasse (Ektoplasma) zeigt einen zartrosa Ton und hebt sich hierdurch wie durch das Fehlen von Bläschen und Körnchen von der Innenmasse ab. Bisweilen ist eine ausgesprochen rotgefärbte Hülle darstellbar, welche die Amöben da scharf umgrenzt, wo keine Scheinfüße vorhanden sind; dies tritt besonders hervor, wenn mehrere Amöben zusammenliegen.

Dann erkennt man mehrfach eine scharfe rote Linie zwischen den benachbarten Zelleibern (Tafel IV, Bild 5).

Das Aussehen der Kriechformen weicht im Dauerpräparat von dem mit derselben Technik bei Strohamöben erhaltenen deutlich ab. Wie weit das durch äußere Umstände oder durch Zufälligkeiten bedingt ist, konnten wir noch nicht nachprüfen. Die Unterschiede betreffen, abgesehen von der rotgefärbten Randschicht (Tafel IV, Bild 5), welche uns bei Strohamöben niemals aufgefallen ist, die Gestalt und Häufigkeit der Scheinfüße und deren gegenseitige Lageverhältnisse. Die Außenmasse (Ektoplasma) ist bei der Lohamöbe scheinbar besonders stark entwickelt und umgibt die Innenmasse in breitem Saum, der nach außen wellenförmige Vorsprünge zeigt, wenn keine ausgesprochene Kriechrichtung eingehalten wird. Man hat den Eindruck, daß diese Vorsprünge sich terrassenförmig übereinander lagern können (Tafel IV, Bild 5).

Die Größe der Kriechformen von Lohamöbe I schwankt im Deckglaspräparat zwischen 5:8 und 20:50 μ. Der Flächenraum der großen Exemplare kann also den 25fachen der kleinen erreichen.

Lappige Fortsätze werden von einzelnen Kriechformen zwar auch ausgesandt (Tafel IV, Bild 4); sobald sie aber in Haufen liegen, besteht entschieden die Neigung, sich mit breiten Flächen dicht aneinanderzuschmiegen. Die schmalen, scharf umrandeten Zwischenräume, welche bei Strohamöbe auch nach Osmiumfixierung auftreten, fehlen hier; ebenso die übertriebene Ausbildung lappiger Fortsätze in den Osmiumpräparaten.

Die Innenmasse des Zelleibes zeigt die Mischung einer Grundmasse mit Bläschen und Körnchen fast ausgeprägter als bei Strohamöben: wie bei letzteren fehlen größere Hohlräume, die als Springblasen zu deuten wären im Osmiumpräparat. Die Körnchen zeigen blaue oder rote Färbung; in manchen Tierchen überwiegen die blauen, in anderen die roten. Größere Kugeln, bis zu Kerngröße, färbten sich stets blau, schlossen aber bisweilen ein sehr feines rotes Korn ein. Neben diesen von der Zellmasse deutlich unterschiedenen Körpern, welche ausgestoßen werden, findet man andere von ähnlicher Größe, welche in Knospenform losgelöst werden und anscheinend aus gewöhnlicher Zellmasse bestehen. Ihre Bedeutung konnte bisher nicht festgestellt werden.

Von besonderem Interesse ist das Kernbild dieser Lohamöben: es weicht von allen uns bekannten Amöbenkernen ab. Der Kern ist verhältnismäßig groß und stets deutlich bläschenförmig gebaut. In gut gelungenen Präparaten zeigt er vier verschieden färbbare Bestandteile: eine Randschicht, einen Randkörper, einen Binnenkörper und ein Binnenkorn.

Die Randschicht wird von einer nach Romanowsky gleichmäßig rot gefärbten Masse gebildet (Tafel IV, Bild 4 und 5); diese scheint den Hauptbestandteil der Kernblase zu bilden, in der die anderen Körper liegen. Nur selten und einzeln sind nach Osmiumfixierung farblose Bläschen oder Hohlräume in der Randschicht nachweisbar, wie sie nach derselben Fixierung bei Strohamöben einige Male selbst in großer Zahl auftraten. Bei sehr schwacher Färbung oder weitgehender Entfärbung bleibt die Randschicht fast völlig farblos oder die Färbung beschränkt sich auf eine zarte Kreislinie, woraus hervorgeht, daß ihr Außenrand etwas dichter gefügt ist.

Der Randkörper färbt sich leuchtend rotviolett und sticht stets deutlich von der zarter gefärbten Randschicht als scharf umgrenztes Gebilde ab (Tafel IV, Bild 4 und 5). Meist ist er gleichmäßig dunkel; seltener zeigt er eine hellere Stelle in seinem Inneren. Sein Hauptdurchmesser erreicht selten 2 μ; da er gewöhnlich 1 μ groß ist, deutet eine

so starke Streckung schon eine bevorstehende Querteilung an. Seine Form wechselt zwischen einer annähernden kugeligen, eiförmigen, dreieckigen, stab- und sichelförmigen. Wenn er gestreckt ist, so liegt meist eine gewölbte Fläche der Kernoberfläche an; von der inneren Seite zieht ein Fortsatz des Randkörpers in dem Osmiumpräparat manchmal auf den Binnenkörper zu.

Der Binnenkörper ist in gelungenen Präparaten durch seine blaue Farbe deutlich von der ihn einschließenden Randschicht unterschieden (Tafel IV, Bild 4 und 5); er ist stets erheblich größer als der Randkörper, sein Durchmesser etwa halb so groß als der Kerndurchmesser. Wie bei der Strohamöbe paßt er sich etwas den Formveränderungen des Kernes an, erscheint also nicht immer kreisförmig, sondern gelegentlich ei- oder bandförmig. Ein Binnenkorn von der Größe der bei der Strohamöbe I beschriebenen war in den Osmiumpräparaten nicht nachweisbar; dagegen bisweilen 1—6 kleinste punktförmige schwarze Körnchen, deren Deutung unsicher ist.

Kernteilung war bei der Lohamöbe I noch seltener zu beobachten als bei der Strohamöbe I; anscheinend beginnt sie mit einer Teilung des Randkörpers, welcher sich streckt und dann in der Mitte durchschnürt. Dann weichen die Teilstücke auseinander und treten an die Pole des eiförmigen Kernbläschens. Weiter konnte ihr Schicksal nicht sicher verfolgt werden. In den sanduhrförmigen Teilungsfiguren, welche in den Osmium-Romanowsky-Präparaten nur wenige Male beobachtet wurden, waren sie nicht deutlich.

Nach Sublimatalkoholfixierung und Eisenhämatoxylinfärbung zeigt der Zelleib eine stärkere Körnung als bei der Strohamöbe; die Körner, welche fast die Größe der Binnenkörper des Kernes erreichen, halten die Eisenlackfarbe fast ebenso stark zurück wie diese (Tafel III, Bild 26). Hohlräume, von denen die größeren auch hier der Springblase entsprechen, zeigen sich im Zelleib, Nahrungsvakuolen fehlen.

Die Kerne erhalten durch die Anwesenheit der Kernrandkörper auch bei dieser Methode ihr charakteristisches Aussehen. Die Randschicht färbt sich wie dichte Zellmasse meist gleichmäßig oder durch zahlreiche hellere Lücken (Bläschen) unterbrochen (Tafel III, Bild 25). Es kann infolge von Schrumpfungserscheinungen dann wie bei den Strohamöben die Anlagerung stärkerer färbbarer Körnchen in regelmäßigen Abständen an der Außenwand des Kernes vorgetäuscht werden, wenn sich die Randschicht vom Binnenkörper loslöst und zusammenzieht. In der Regel erhält man aber wie bei den Osmiumpräparaten nicht den Eindruck von einer besonders deutlich ausgebildeten Kernhülle.

Die Randkörper färben sich fast immer so stark wie die Binnenkörper; nur ausnahmsweise geben sie die Farbe schon ab, während letztere noch schwarz bleiben. Im übrigen würde man nach diesen Präparaten allein nicht auf den Gedanken kommen, daß es sich um zwei ganz verschieden färbbare Kernbestandteile handelt. Erst die Romanowsky-Färbung setzt das außer Zweifel.

Die Form des Randkörpers ist nach Sublimatfixierung meist die eines sphärischen Dreiecks, dessen Spitze nach dem Binnenkörper zu gerichtet ist. Sehr häufig berührt diese Spitze den Binnenkörper und erweckt im Heidenhain-Präparat den Anschein einer Knospung oder ungleichen Teilung; das Irrige dieser Deutung wird erst durch die Romanowsky-Färbung bewiesen. Sobald sich der Randkörper teilt, entfernt er sich stärker vom Binnenkörper.

Auch in den Heidenhain-Präparaten konnte das weitere Schicksal des Randkörpers nicht sicher entschieden werden. Man findet zwar auf dem besonders stark ausgebildeten

Hantelstadium des Kernes (Tafel III, Bild 26) links neben der unteren Hantelkugel zwei stark gefärbte, dunkle Körner, welche ihrer Größe nach dem geteilten Randkörper entsprechen würden. Solange aber in der übrigen Zellmasse zo zahlreiche gleichgefärbte Körnchen auftreten, sollte man mit derartigen Deutungen vorsichtig sein. Hier können nur bessere Färbungsverfahren weiter helfen.

Auch in der Sanduhrform des Kernes treten in beiden Kernhälften kugelige Gebilde auf, die zu Vergleichen veranlassen könnten (Tafel III, Bild 27). Berücksichtigt man aber, daß ähnliches bei dem Kern der Strohamöbe sichtbar war, wo der Randkörper fehlt, so scheint auch hier Zurückhaltung in der Deutung geboten.

Vergleicht man die kleinsten beobachteten einkernigen Amöben mit den großen zweikernigen, so liegt die Frage nahe, ob die ersteren nur durch Zweiteilung aus den letzteren entstehen oder auch durch Mehrfachteilung. Beobachtet wurde stets nur Zweiteilung.

Während der Binnenkörper mit der Osmium-Romanowsky-Methode stets gleichmäßig gebaut schien, trat auf den Mikrophotogrammen nach Heidenhain-Präparaten doch eine deutliche Schichtung auf. Es hat demnach den Anschein, als ob auch bei der Lohamöbe ein Binnenkorn vorhanden ist; eine Zweiteilung desselben konnte wie in der Strohamöbe nachgewiesen werden, Dreiteilung jedoch bisher nicht.

Außerhalb des Kernes waren dunkelgefärbte Körner in beträchtlicher Zahl im Zellleib vorhanden; aber nur ausnahmsweise erreichen dieselben die Größe des Binnenkörpers (Tafel III, Bild 28, obere mittlere Zelle) oder mehr (Tafel III, Bild 29). In letzterem Fall konnte eine deutliche Schichtung nachgewiesen werden. Wenn Inhaltskörper des Zelleibes entleert werden, so brauchen sie nicht immer an die Oberfläche zu rücken; Tafel III, Bild 30. zeigt die Bildung eines Kanals, der merkwürdig weit in den Zelleib hineinreicht und anscheinend der Ausstoßung des Einschlußkörpers dient.

Während die Kriechformen und Teilungsformen der Lohamöbe nicht so eingehend untersucht werden konnten wie die gleichen Stadien der Strohamöben, gestatteten die Dauerpräparate der Schwimmformen eine genauere Untersuchung.

Durch vorsichtige Fixierung mit Osmiumdämpfen (Fixierung des Tropfeninhaltes mit Osmiumdämpfen eine Minute, Antrocknen des Tropfens bis zum sichtbaren Verdunsten des Wassers, Alkohol 50% 30′ lang; Färbung mit Giemsa 1^h) gelingt es, die Schwimmformen wenigstens zum Teil auf Deckgläschen zu fixieren und nach Romanowsky zu färben. Auf diese Weise lassen sich die beiden Geißeln, welche fast gleich lang sind, rot färben, während der Zelleib blau mit rötlicher Außenmasse erscheint. Sehr häufig ist bei gelungener Geißelfärbung der Zellkern durch die dunkelgefärbte Innenmasse verdeckt. Es gelingt aber doch bei vorsichtiger Färbung den Zeitpunkt abzupassen, in dem der Kern deutlich hervortritt. In solchen Fällen war wiederholt nachzuweisen, daß die Geißeln bis zum Kern reichten, besonders wenn der Kern, wie meist bei diesen Schwimmformen, in der Nähe des Vorderendes liegt. Bisweilen hatte man den Eindruck, als wenn an der Berührungsstelle von Geißeln und Zelleib eine körnchenartige Verdickung läge; in anderen Fällen schien eine solche nur durch eine Kreuzung der Geißeln vorgetäuscht. Mehrfach schien jede der beiden Geißeln für sich zum Kern zu treten, auch wenn sie außerhalb der Zelle dicht aneinanderlagen. Im Kern ließen sich, wie bei den Kriechformen, Randschicht, Randkörper und Binnenkörper durch die Färbung deutlich unterscheiden (Tafel IV, Bild 6).

Von besonderem Interesse wäre es gewesen, festzustellen, ob die Geißeln zum Randkörper bestimmte Beziehungen haben; da der Randkörper sich färberisch ähnlich wie die

Geißelwurzel mancher Trypanosomen verhält, lag der Gedanke nahe, daß eine im Kern liegende Geißelwurzel gefunden sei. Obgleich diese Deutung manches für sich hat, so können wir sie vorläufig noch nicht als sicher hinstellen. In einigen Fällen lag zwar der Randkörper an der Kernseite, an welcher die Geißeln sich ansetzten; in anderen jedoch war seine Lage ganz unabhängig vom Geißelansatz. Es scheint daher richtiger, die Frage nach der Bedeutung des Randkörpers offen zu lassen, zumal er sich gar nicht in allen Amöbenarten findet, welche Schwimmformen bilden können. Sein Vorkommen war bisher auf den einen Stamm von Lohamöben beschränkt.

Bei genauer Durchsicht der Dauerpräparate fanden sich vereinzelte Schwimmformen und Vorbereitungen dazu auch in einzelnen Agarklatschpräparaten, die nach der früher geschilderten Methode mit Sublimatalkohol fixiert und nach Heidenhain gefärbt waren. Hier nehmen die Lohamöben die gestreckte Kriechform an, welche schon bei den Strohamöben geschildert wurde (Tafel III, Bild 31); auch zweikernige Kriechformen können sich so verändern (Bild 32), ja augenscheinlich auch eine verdichtete Hülle abscheiden und sich zu besonders großen torpedoähnlichen Schwimmformen umwandeln. Meist sind letztere aber kleiner (Tafel III, Bild 33 und 34) und einkernig; die Geißelfärbung ist auf den Photographien nur zart angedeutet, weil sie in den betreffenden Präparaten gar nicht beabsichtigt war und nach Heidenhain an diesem Material nur dann kräftig ausfallen kann, wenn man auf Darstellung von Einzelheiten des Zelleibes verzichtet.

Eine kurze Erwähnung verdient noch das auf älteren Agarplatten beobachtete Verhalten der Kriechformen zu den Dauerformen, welches bei allen Kulturamöben auffiel. Ganz regelmäßig findet man an Kulturstellen, an welchen die Zysten einzeln liegen, in nächster Nähe bandförmig gestreckte Kriechformen in drehender Bewegung um dieselben begriffen. Bisweilen kreisen zwei Amöben (Tafel III, Bild 35), bisweilen nur eine einzelne um die Zyste, wobei der Kern stets am Vorderende liegt (Tafel III, Bild 36). Die Bedeutung dieses Vorganges konnte bisher nicht aufgeklärt werden.



Zusammenfassung.

1. Für die Untersuchung der Kulturamöben eignet sich am besten das MOUTONsche Plattenverfahren und die mit Hilfe desselben hergestellte gemischte Reinkultur, welche von einer einzigen Dauerzyste der betreffenden Amöbe ausgehen muß.

2. Im Leben der Strohamöben wechseln Kriechformen, Schwimmformen und Dauerformen ab.

3. Die Kriechformen ernähren sich auf Agarnährboden von Bakterien; ob sie dieselben fressen oder ob sie dieselben auch extrazellulär verdauen können, bleibt festzustellen.

4. Der Kern der Strohamöben besteht aus einer chromatinreichen Randschicht, einem chromatinarmen, vielleicht sogar chromatinfreien Binnenkörper (Karyosom) und einem Binnenkorn (Zentriol), welches im Binnenkörper liegt.

5. Die Kernrandschicht ist eine 1—2 μ dicke chromatinreiche, zähflüssige Masse, in welcher farblose Bläschen von bis zu 1 μ Durchmesser kranzförmig angeordnet sein können; körnige oder fädige Bestandteile sind in guten Präparaten auch mit den stärksten Vergrößerungen nicht nachweisbar. Die Kernrandschicht färbt sich nach HEIDENHAIN wenig stärker als die Zellmasse, nach ROMANOWSKY leuchtend rot.

6. Der Binnenkörper hat einen Durchmesser von 1,5—4 μ und besteht aus einer noch zähflüssigeren Masse als die Kernrandschicht; er färbt sich gleichmäßig stark mit Eisenhämatoxylin; nach ROMANOWSKY nimmt er einen rein blauen Farbenton an.

7. Das Binnenkorn liegt stets im Binnenkörper und ist ein wohl immer vorhandener, wenn auch nicht immer färberisch darstellbarer Kernbestandteil, der kugelig 0,2—2 μ groß, in seinem Durchmesser schwankt.

8. Die Kernteilung beginnt mit der Verdoppelung des Binnenkornes, dessen Teilstücke an die Enden des sich streckenden Kernes rücken, durch einen Faden hantelförmig verbunden.

9. Mit jedem Binnenkorn rückt eine Binnenkörperhälfte zu den Kernpolen (Polkörper).

10. Zwischen den auseinanderweichenden Hälften der Binnenkörper sammelt sich die Kernrandschicht ringförmig an und bildet eine Kernplatte.

11. Die Kernplatte zerfällt in drei bis vier Kernfarbkörper (Chromosome), welche sich teilen und, meist zu Tochterplatten vereint, den Polkörpern an die Kernpole folgen.

12. Zwischen beiden Polkörpern parallel gespannte Fäden verschmelzen mit dem Hantelfaden, so daß ein sanduhrförmiges Teilungsbild entsteht.

13. Nach Durchreißen des Fadens, welcher teils geradlinig, teils gebogen, teils geknickt verläuft, verschmilzt je ein Polkörper und eine aus Fadenmaterial gebildete kleinere Kugel zu einem neuen Binnenkörper, welchen die Kernfarbmasse („Chromatin") der Tochterplatte umhüllt.

14. Die Kernteilung kann sich zweimal wiederholen, ehe es zur Teilung des Zelleibes kommt. Mehr als vier Kerne wurden auch in den größten Strohamöben nicht angetroffen.

15. Bisweilen teilen sich die Kriechformen in drei Tochtertiere, wenn das Binnenkorn anstatt in zwei in drei Körnchen zerfallen ist.

16. Auf der Höhe des vegetativen Lebens können sich die Kriechformen in Schwimmformen mit zwei vorderen Geißeln umwandeln, wenn plötzlich auf der Agarplatte eine Ansammlung von Kondenswasser erzeugt oder Kriechformen in stark verdünnter Salzlösung ($^1/_8$ — $^1/_{16}$ normal) aufgeschwemmt werden. Nach zwei bis drei Tagen gehen die Schwimmformen wieder in Amöben über.

17. Kurz vor Bildung der Dauerform verlieren die Strohamöben die Fähigkeit, Flagellatenform anzunehmen.

18. Die von uns untersuchten Lohamöben unterscheiden sich durch ihren Kernbau von den Strohamöben, stehen ihnen jedoch durch ihre Vermehrungsweise, die Art ihrer Kernteilung, sowie die Fähigkeit Schwimm- und Dauerformen zu bilden, nahe.

19. Der Kern dieser Lohamöben ist durch einen dreieckigen bis eiförmigen Randkörper ausgezeichnet, welcher zwischen Kernoberfläche und Binnenkörper liegt. Vor der Teilung streckt er sich; die Teilstücke treten an die Kernpole. Sein weiteres Schicksal bedarf der Aufklärung. Der Randkörper färbt sich nach Sublimat-Alkohol-Fixierung mit Eisenhämatoxylin dunkel wie der Binnenkörper, entfärbt sich jedoch schneller; nach Osmium-Säure-Fixierung und Romanowsky-Färbung wird er leuchtend rot, etwas dunkler als die Kernrandschicht gefärbt. Er bleibt auch in den Schwimmformen im Kern liegen, ohne daß bisher besondere Beziehungen des Geißelansatzes zu ihm festgestellt werden konnten.

20. Die Randschicht des Lohamöbenkernes zeigt die beim Strohamöbenkern geschilderten Eigenschaften; die Bläschenzone um den Binnenkörper ist jedoch gewöhnlich schmaler, die Zahl der Bläschen entsprechend größer.

21. Im Binnenkörper liegt wie bei den Strohamöben ein Binnenkorn, welches sich in zwei Hälften teilt.

22. Eine Dreiteilung des Binnenkornes und des Zellkernes wurde bisher nicht beobachtet.

23. Das Auftreten geißeltragender Schwimmformen erfolgt unter den für die Strohamöben geschilderten Bedingungen.

24. Für den Nachweis der beschriebenen Einzelheiten ist die Einhaltung der früher mitgeteilten Technik der Amöbenuntersuchung (Hyg. Rundschau, 1909) notwendig.

Schriften-Nachweis.

Behla, Die Bestätigung der künstlichen Züchtung des Krebserregers. Berlin, Verlag R. Schötz, 1910.

Hartmann und Prowazek, Blepharoblast, Caryosom und Centrosom. Archiv f. Protistenkunde, Bd. X, 1907.

Hirschfeld, Ein Versuch, einige Lebenserscheinungen der Amöben physikalisch-chemisch zu erklären. Zeitschr. f. allg. Physiologie, Bd. 9, 1909.

v. Leyden und Schaudinn, Leydenia gemmipara Schaudinn, ein neuer in der Ascitesflüssigkeit des lebenden Menschen gefundener amöbenartiger Rhizopode. Sitzungsber. d. Kgl. Preuß. Akad. d. Wiss., Berlin, Bd. 39, 1896.

Mouton, Recherches sur la digestion chez les amibes et sur leur diastase intracellulaire. Ann. de l'Inst. Pasteur, Bd. 16, 1902.

Nägler, Entwicklungsgeschichtliche Studien über Amöben. Archiv f. Protistenkunde, Bd. 15, 1909.

Schardinger, Entwicklungskreis einer Amoeba lobosa: Amoeba Gruberi. Sitz.-Ber. d. Kais. Akad. d. Wiss. in Wien. Math.-nat. Klasse, Bd. 108, Abt. 1, 1899.

Schaudinn, Untersuchungen über die Fortpflanzung einiger Rhizopoden. Arb. aus d. Kaiserl. Gesundheitsamte, Bd. 19, 1903.

Schmidt, Beiträge zur experimentellen Carcinomforschung. Zentr. f. Bakt. u. Paras., I. Abt, Bd. 52, 1909.

Vahlkampf, Beiträge zur Biologie und Entwicklungsgeschichte von Amoeba limax, einschließlich Züchtung auf künstlichem Nährboden. Archiv für Protistenkunde, Bd. 5, 1905.

von Wasielewski und Hirschfeld, Zur Technik der Amöbenuntersuchung. Hygien. Rundschau 1909.

Zaubitzer, Studien über eine dem Strohinfus entnommene Amöbe. Archiv für Hygiene, Bd. 40, 1901.

Erklärung der Tafeln.

Tafel I—II geben Mikrophotogramme von Agarpräparaten der Strohamöbe I nach Aufnahmen mit dem Zeissschen mikrophotographischen Apparat wieder; Tafel III nach Präparaten der Lohamöbe I. Vergrößerung von Bild 1 und 2 (Tafel I) × 500[1], sonst × 1000[1].

Leider mußte mit Rücksicht auf die Herstellungskosten der Tafeln ein Vervielfältigungsverfahren gewählt werden, welches trotz der anerkennungswerten Bemühungen der Kunstanstalt nicht alle Feinheiten der Mikrophotogramme wiedergibt.

Tafel I. Strohamöbe I.

Bild 1—6 nach Osmium-Romanowsky-Präparaten.

Bild 1 (Mikrophot. 1469). Gegabelter Ausläufer einer sich auf den freien Agar nach oben und links unten vorschiebenden Amöbenkolonie mit gut unterschiedener Außen- und gekörnter Innenmasse, welch letztere kleine Bläschen und einen dunklen Kern einschließt. Die Pseudopodienbildung hält sich in normalen Grenzen; die Amöben berühren sich dicht, verschmelzen aber nicht.

Bild 2 (Mikrophot. 1468). In der Mitte zweikernige, sonst einkernige Amöben aus der Mitte einer Kolonie mit gesteigerter Pseudopodienbildung und abgerissenen Fortsätzen. Außen- und Innenmasse durch Körnung unterschieden.

Bild 3 (Mikrophot. 1465). Ähnliche Kulturstelle bei doppelter (tausendfacher) Vergrößerung.

Bild 4 (Mikrophot. 1470). Freikriechende Strohamöbe (Limaxform), welche nach rechts oben ein breites Pseudopodium vorschiebt.

Bild 5 (Mikrophot. 1475). Amöben in Bakterienrasen; obere Amöbe zeigt dunkle Randschicht, helleren Binnenkörper und Binnenkorn; die unteren zwei Tochterplatten, deren linke aus drei eiförmigen Körpern zusammengesetzt ist, noch durch parallele Fäden verbunden.

Bild 6 (Mikrophot. 1737). In der Mitte Amöbe mit zwei Tochterkernen, in denen die Tochterplatten noch erhalten sind.

Bild 7—12. Sublimatalkoholfixierung, Heidenhain-Färbung.

Bild 7 (Mikrophot. 1729). Strohamöben mit auffallend gelapptem Zelleib.

Bild 8 (Mikrophot. 1710). Am linken Rand zwei sehr kleine, am rechten Rand eine wenig größere, in Kernteilung begriffene, in der Mitte sehr große Strohamöbe mit zwei Kernen und starker Körnung der Zellmasse; rechts Springblase.

Bild 9 (Mikrophot. 1726). Große Strohamöbe mit zwei großen Kernen (Randschicht mit Bläschenkranz), unter denen Springblase. In der Zellmasse körnige und schollige Einschlüsse.

Bild 10 (Mikrophot. 1720). Teil einer sehr langen, bandförmig ausgezogenen Amöbe.

Bild 11 (Mikrophot. 1734). Langgestreckte Amöbe mit fast abgeschnürtem Kernteil. Der Binnenkörper grenzt fast an die Zelloberfläche, die Kernrandschicht ist fast ganz an die Kernpole gedrängt. Rechts unten Amöbe mit kaffeebohnenartig geteiltem Binnenkörper.

Bild 12 (Mikroph. 1732). Links unten Strohamöbe, deren nach oben gerichteter Fortsatz fadenförmig ausgezogen und fast abgerissen ist.

Tafel II. Strohamöbe I.

Bild 13 (Mikrophot. 1434). Mittelgroße Strohamöben mit vielen kleinen Bläschen im Zelleib; über der Mitte Beginn einer Kernteilung; die beiden an die Pole gerückten Hälften des Binnenkörpers sind durch

einen Faden hantelförmig verbunden, die Kernrandschicht liegt zwischen den beiden Polkörpern. Am linken Rand Amöbe mit zwei Teilungskernen, deren oberer rechts ein großes und links ein kleines dunkles Korn, dazwischen die Tochterplatte zeigt.

Bild 14 (Mikrophot. 1711). Zwei verschiedene Kernteilungsbilder.

Bild 15 (Mikrophot. 1462). Rechts oben Sanduhrform des Teilungskernes.

Bild 16 (Mikrophot. 1733). Große Amöbe mit zwei Paaren von Teilungskernen, deren Hälften noch zusammenhängen.

Bild 17 (Mikrophot. 1722). Am oberen Rand große einkernige Amöbe, die links stumpfen Fortsatz von Außenmasse, rechts großen Kern mit deutlichen Bläschen in der Randschicht zeigt. Darunter noch größere Amöbe mit vier ausgebildeten Tochterkernen.

Bild 18 (Mikrophot. 1730). Amöben aus dichten Bakterienhaufen. Rechts oben zwei nach rechts kriechende Amöben mit großer Springblase am Hinterende.

Bild 19 (Mikrophot. 1476). Rechts unten Beginn, links oben Fortsetzung der Dreiteilung des Kernes. Zwischen den Amöben kernlose Zellstücke.

Bild 20 (Mikrophot. 1471). Unten Streckung und beginnende Zweiteilung des Binnenkörpers. Links oben Dreiteilung des Kernes.

Bild 21 (Mikrophot. 1473). Drei verschieden vorgeschrittene Zweiteilungen und eine Dreiteilung des Kernes.

Bild 22 (Mikrophot. 1474). Dreiteilung des Kernes mit beginnender Trennung der Teilstücke.

Bild 23 (Mikrophot. 1773). Die Dreiteilung erfolgt als gleichseitiges Dreieck mit fehlender Grundlinie.

Bild 24 (Mikrophot. 1719). Dreiteilungsfigur ist ein geschlossenes gleichschenkliges Dreieck.

Tafel III. Lohamöbe.

Bild 25—36. Sublimatalkohol-Eisenhämatoxylinfärbung.

Bild 25 (Mikrophot. 1743). Zwei große, rechts unten eine kleine Lohamöbe mit großem Binnenkörper und Kernrandkörper. Bei der größten (mittleren) Amöbe, mit vakuolisierter und etwas zerrissener Zelle, ist auf die den Binnenkörper umgebende Bläschenzone scharf eingestellt.

Bild 26 (Mikrophot. 1747). Kernteilungsbeginn; die beiden Hälften des Binnenkörpers sind durch dicken Faden noch zu einer Kernhantel verbunden; zwischen ihnen die Kernrandschicht; starke gefärbte Körner im Zelleib der Amöben.

Bild 27 (Mikrophot. 1758). Bogenförmig auseinandergezogene Sanduhrfigur.

Bild 28 (Mikrophot. 1741). Am unteren Rand Lohamöbe mit zwei Tochterkernen; rechts darüber einkernige Amöbe mit dunklem Einschlußkörper; links daneben Amöbe mit Springblase über dem Kern.

Bild 29 (Mikrophot. 1797). Amöbe mit großem dunkelgefärbten Einschlußkörper in einer Vakuole des starkgefärbten Zelleibes; links davon Zellkern mit Binnenkörper und Randkörper.

Bild 30 (Mikrophot. 1798). Linke Amöbe mit großem Hohlraum, aus dem ein breiter Gang nach links führt, durch welchen anscheinend ein Einschlußkörper ausgestoßen werden soll.

Bild 31 (Mikrophot. 1772). Einkernige Lohamöbe (Limaxform) von einer Kulturstelle, an welcher sich die Bildung von Schwimmformen vorbereitete; nach links kriechend.

Bild 32 (Mikrophot. 1775). Zweikernige Lohamöbe, im Begriff, die gestreckte Limaxform anzunehmen; nach links kriechend.

Bild 33 (Mikrophot. 1778). Schwimmform mit zwei nach vorn gestreckten Geißeln am Vorderende.

Bild 34 (Mikrophot. 1769). Schwimmform von Bakterien umlagert; von den beiden Geißeln am Vorderende ist eine zur Hälfte zurückgeschlagen.

Bild 35 (Mikrophot. 1794). Dauerform, um welche zwei Kriechformen im Leben kreisförmig herumgekrochen sind; die Kerne ganz am Vorderende.

Bild 36 (Mikrophot. 1793). Dauerform, von einer Kriechform umkreist; Kern am Vorderende.

Tafel IV.

Bild 1—3 Strohamöben; Deckglas-Agar-Präparate. Färbung nach Romanowsky. Vergrößerung $\times$ 1000[1].

Bild 1. Kern mit roter Kernrandschicht und blauem Binnenkörper; in der Kernrandschicht sind hellere Bläschen erkennbar. Die blaue Zellmasse schließt farblose Bläschen und rote Körnchen ein.

Bild 2. Teilungskern; die Kernrandschicht ist in der Mutterplatte vereint, zwei Hälften des Binnenkörpers an die Kernpole getreten.

Bild 3. Kernteilung: zwei rote Tochterplatten, die untere in drei Farbkernkörper (Chromosome) geteilt, sind voneinander abgerückt, noch durch feine blaue Fäden vereint. Zellmasse schließt farblose Bläschen und rote Körnchen ein.

Bild 4—6 Lohamöben; dieselbe Technik und Vergrößerung.

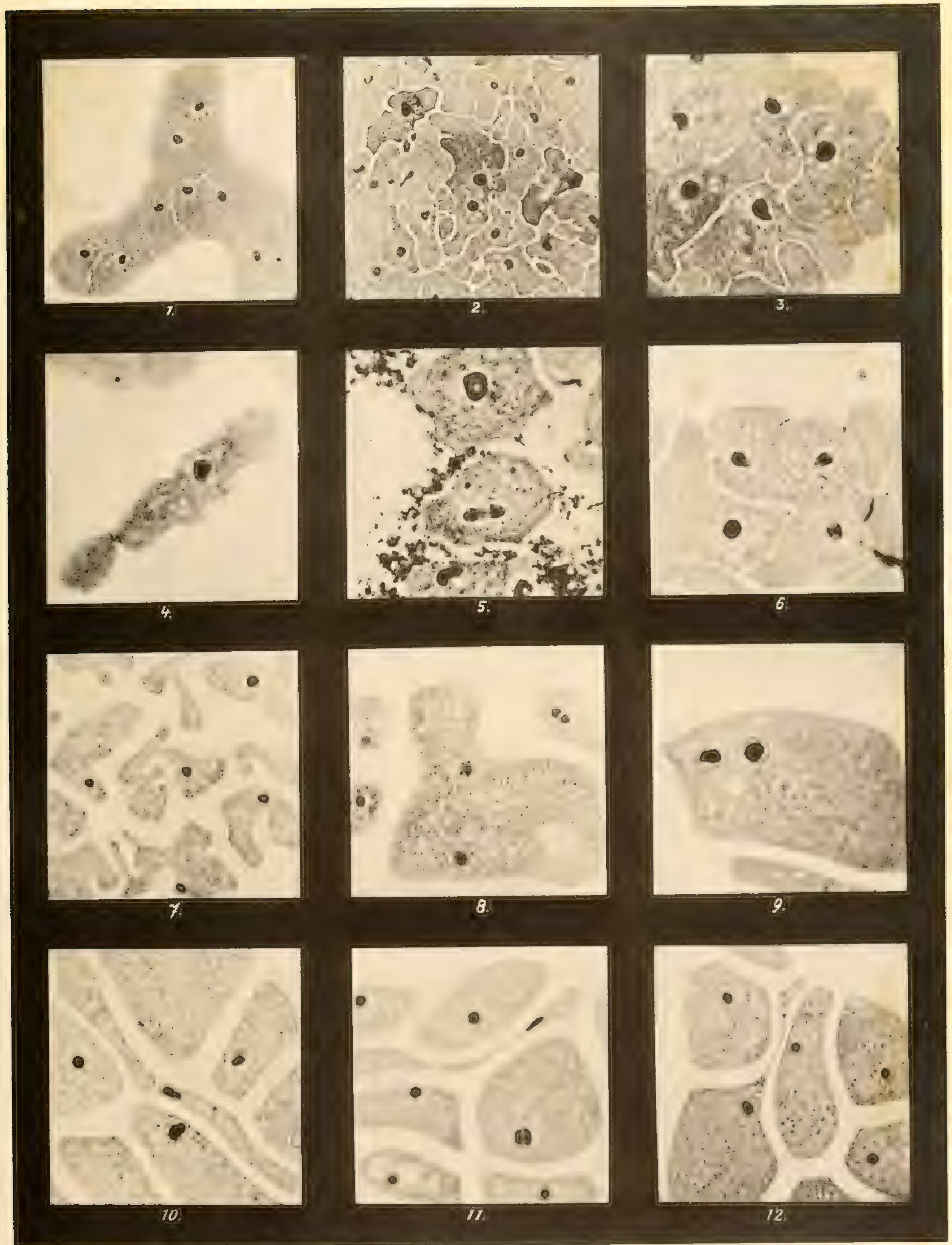
Bild 4. Kriechform mit lappigen Fortsätzen der Außenmasse; Innenmasse schließt farblose Bläschen und Kern ein, dessen Kernrandschicht rötlich, Kernrandkörper leuchtend rot, Binnenkörper blau gefärbt ist.

Bild 5. Zwei scheinbar verschmolzene Kriechformen, durch rote Grenzschicht getrennt; nach unten lappige Anläufer. Zellmasse schaumig. Im Kern Randschicht, Randkörper und Binnenkörper deutlich.

Bild 6. Schwimmform mit zwei Geißeln, die an charakteristisch gebautem Kern beginnen.

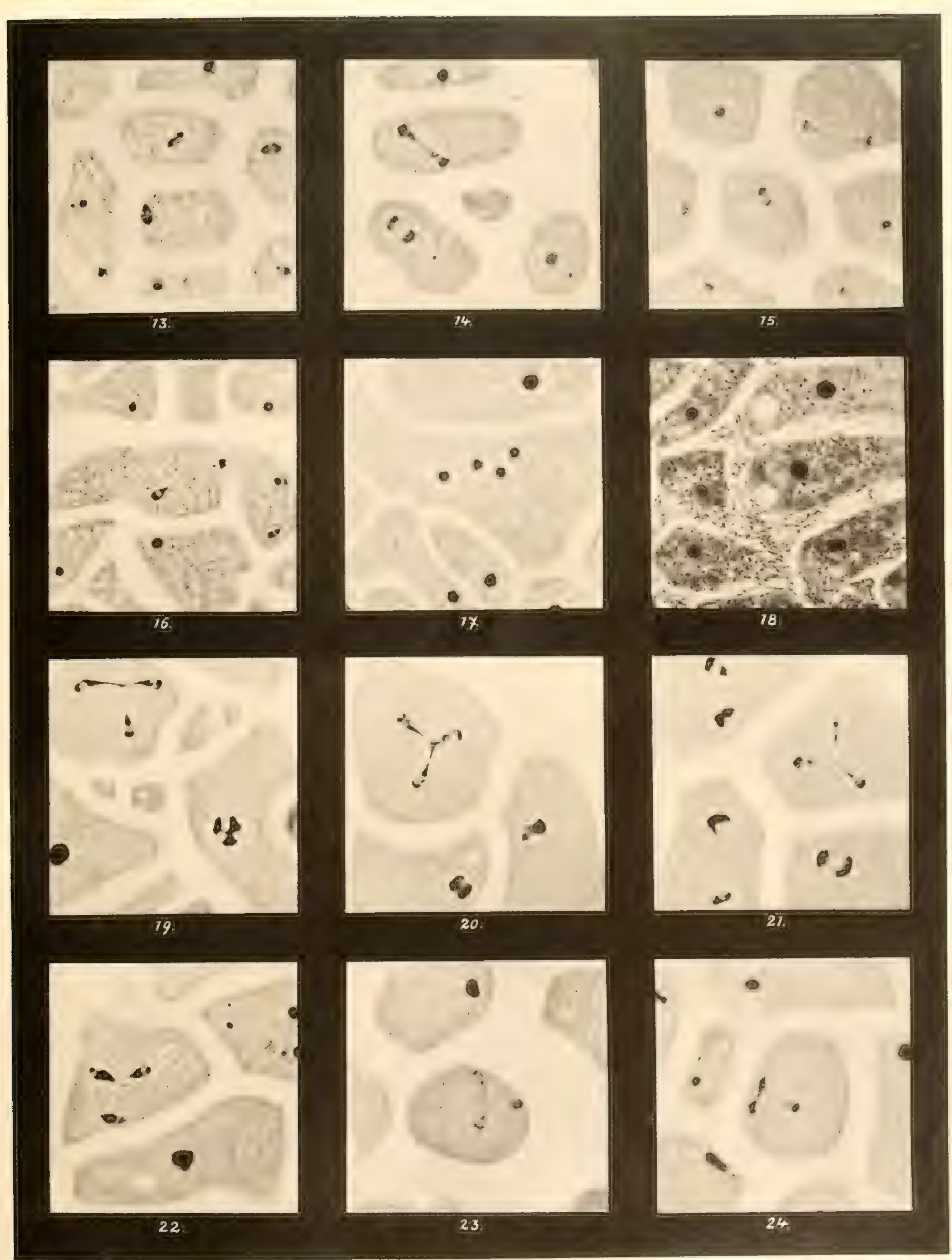


C. F. Wintersche Buchdruckerei

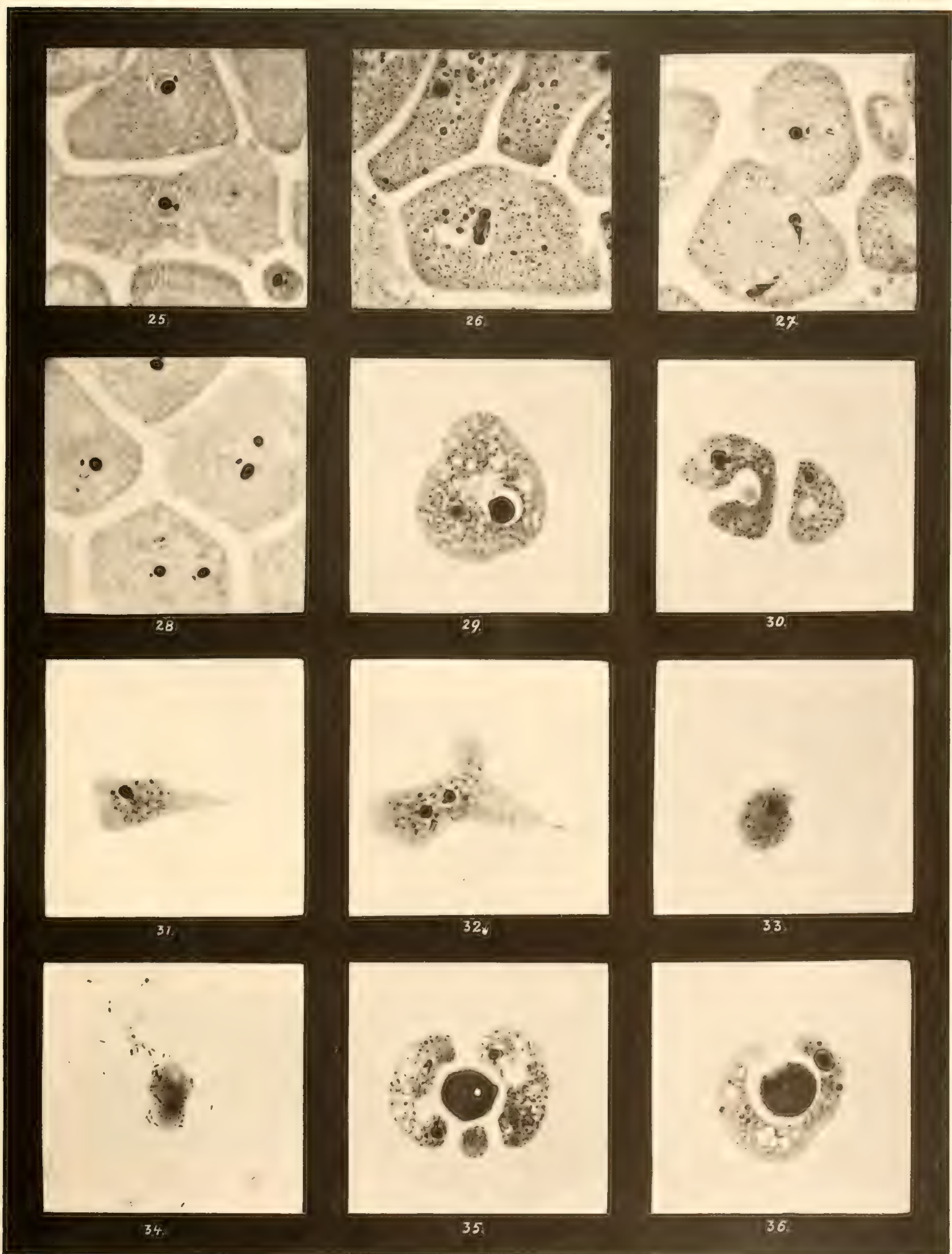


v. Wasielewski phot.




13.
14.
15.
16.
17.
18.
19.
20.
21.
22.
23.
24.




25.
26.
27.
28.
29.
30.
31.
32.
33.
34.
35.
36.





Carl Winter's Universitätsbuchhandlung, Heidelberg.



Abhandlungen
der Heidelberger Akademie der Wissenschaften
Stiftung Heinrich Lanz
Mathematisch-naturwissenschaftliche Klasse
Jahrgang 1910. 1. Abhandlung.

Untersuchungen über Kultur-amöben

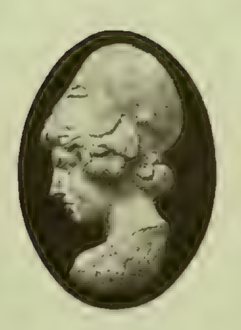
von

Th. v. Wasielewski und L. Hirschfeld
(Aus dem Institut für wissenschaftliche Krebsforschung in Heidelberg)

Eingegangen am 4. August 1910

Vorgelegt von V. Czerny

Mit 4 Tafeln



Heidelberg 1910
Carl Winter's Universitätsbuchhandlung

Verlags-Nr. 505.



Sitzungsberichte der Heidelb. Akademie der Wissenschaften

(Stiftung Heinrich Lanz)

Mathematisch-naturwissenschaftliche Klasse.

Veröffentlichte Arbeiten:

(Die hinter dem Titel in Klammern stehenden Zahlen bezeichnen Jahrgang und Nummer der Sitzungsberichte.)

Arnold, Julius. Über feinere Strukturen und die Anordnung des Glykogens in den Muskelfaserarten des Warmblüterherzens. (1909, 1.) 34 S. mit zwei kol. Tafeln. 2 Mk.

— Über Nierenstruktur und Nierenglykogen. (1910, 10.) 24 S. mit einer Tafel. 1,20 Mk.

Becker, A. Über die Abhängigkeit der Kathodenstrahlabsorption von der Strahlgeschwindigkeit. (1910, 19.) 16 S. —,60 Mk.

— und H. Baerwald. Zur Kenntnis der Elektrizitätsträger in Gasen: Über die durch Kathodenstrahlen erzeugten Elektrizitätsträger. (1909, 4.) 27 S. mit 9 Abbildungen. 1 Mk.

Best, Franz, und O. Cohnheim. Zur Physiologie und Pathologie der Magenverdauung. (1910, 23.) 12 S. —,50 Mk.

Cantor, Moritz. Karl Wilhelm Feuerbach. (1910, 25.) 18 S. —,75 Mk.

Cohnheim, Otto, und Dimitri Pletnew. Über den Gaswechsel der glatten Muskeln. (1910, 22.) 18 S. —,70 Mk.

Curtius, Theodor, und Hartwig Franzen. Aldehyde aus grünen Pflanzenteilen. (1910, 20.) 13 S.

Dechend, H. v., und W. Hammer. Über Kanalstrahlen. (1910, 21.) 30 S. 1,20 Mk.

Engler, C., und W. Becker. Die Bildung der Erdalkaliperoxyde. (1910, 15.) 11 S. —,50 Mk.

Franzen, Hartwig. Über die Bildung der Aminosäuren in den Pflanzen und über die Einwirkung von Formaldehyd auf Cyankalium. [I. Theoretischer Teil.] (1910, 9.) 54 S. 1,80 Mk.

Gattermann, L. Die Merkaptane des Anthrachinons und eine neue Klasse schwefelhaltiger Farbstoffe (Disulfidfarbstoffe). (1910, 5.) 18 S. —,90 Mk.

Klebs, Georg. Über die Nachkommen künstlich veränderter Blüten von Sempervivum. (1909, 5.) 32 S. mit einer farbigen Tafel. 1,50 Mk.

Koenigsberger, Joh., und Jos. Kutschewski. Beobachtungen über Lichtemission und Kanalstrahlen. (1910, 4.) 23 S. —,80 Mk.

— — Beobachtungen an Kanalstrahlen (zweite Mitteilung). (1910, 13.) 12 S. —,50 Mk.

Koenigsberger, Leo. Über eine Eigenschaft unendlicher Funktionalreihen. (1909, 2.) 21 S. —,80 Mk.

— Über Beziehungen zwischen den Integralen linearer Differentialgleichungen. (1910, 1.) 13 S. —,50 Mk.

— Über Helmholtz' Bruchstück eines Entwurfes betitelt „Naturforscher-Rede". (1910, 14.) 8 S. —,40 Mk.

— Die Prinzipien der Mechanik für eine oder mehrere von den räumlichen Koordinaten und der Zeit abhängige Variable. I. (1910, 30.) 17 S. —,75 Mk.

Kossel, A. Über eine neue Base aus dem Tierkörper. (1910, 11.) 5 S. —,40 Mk.

— Synthese des Agmatins. (1910, 12.) 4 S. —,30 Mk.

LAUB, J. Zur Theorie der longitudinalen magnetooptischen Effekte in leuchtenden Gasen und Dämpfen. (1909, 6.) 20 S. —,60 Mk.

LENARD, P. Über Lichtemission und deren Erregung. (1909, 3.) 37 S. mit einer Abbildung. 1,20 Mk.

— Über die Spannung frischer Wasseroberflächen und über die Messung derselben durch schwingende Tropfen. (1910, 18.) 13 S. mit 2 Abbildungen. —,60 Mk.

— Über die Strahlen der Nordlichter. (1910, 17.) 9 S. mit einer Abbildung. —,50 Mk.

— Über Äther und Materie. (1910, 16.) 37 S. 1,25 Mk.

— und C. RAMSAUER. Über die Wirkungen sehr kurzwelligen ultravioletten Lichtes auf Gase und über eine sehr reiche Quelle dieses Lichtes. Einleitung und Teil I. Lichtquelle. (1910, 28.) 20 S. mit einer Textfigur. —,75 Mk.

REINGANUM, MAX. Veränderung der Reichweite von α-Strahlen durch elektrische Potentiale. (1910, 8.) 13 S. —,50 Mk.

SCHRÖDER, O. Eine neue Mesozoenart (Buddenbrockia plumatellae n. g. n. sp.) aus Plumatella repens L. und Pl. fungosa Pall. (1910, 6.) 8 S. mit 15 Figuren. —,40 Mk.

WINDAUS, A. Untersuchungen über Colchicin I. (1910, 2.) 7 S. —,40 Mk.

WOLF, MAX. Die nördliche Fortsetzung der Orion-Nebel. (1910, 3.) 7 S. mit 2 Tafeln. —,80 Mk.

— Das Spektrum des Halleyschen Kometen vor seiner oberen Konjunktion. (1910, 7.) 7 S. —,40 Mk.

— Zur Ortsbestimmung im Luftschiff. (1910, 26.) 6 S. und 1 Textfigur. —,40 Mk.

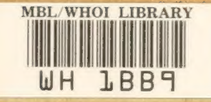
— Das Spektrum des Amerika-Nebels. (1910, 27.) 9 S. —,40 Mk.

WÜLFING, E. A. Über die empfindlichen Farben und über ihre Anwendung bei der Erkennung schwach doppelbrechender Medien. (1910, 24.) 16 S. —,60 Mk.

C. F. Wintersche Buchdruckerei.






MBL/WHOI LIBRARY
WH 1BB9

